Jihočeská univerzita v Českých Budějovicích
Fakulta rybářství a ochrany vod
Výzkumný ústav rybářský a hydrobiologický

Bakalářská práce

Umělý výtěr karase obecného (*Carassius carassius*)

Autor: Jakub Vrbenský
Vedoucí bakalářské práce: prof. Ing Jan Kouřil, Ph.D.
Studijní program a obor: Zootechnika B4103, Rybářství
Forma studia: Prezenční
Ročník: Třetí

České Budějovice, 2023

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

V Českých Budějovicích, dne: …….. ……..

Jakub Vrbenský

Poděkování

Děkuji svému vedoucímu bakalářské práce prof. Ing. Janu Kouřilovi, Ph.D., za pomoc při vypracování této práce, odborné vedení a za trpělivost a ochotu, kterou mi věnoval v průběhu zpracovávání bakalářské práce. Dále bych rád poděkoval Mgr. Josefu Bočkovi za poskytnutí prostorů a pomůcek k nezbytnému provedení pokusu. Ing. Richardu Vachtovi za cenné praktické rady a za sestavení líhňového systému. Ing. Petru Hanzlíkovi a Ing. Pavlu Šablaturovi za pomoc při umělém výtěru.

JIHOČESKÁ UNIVERZITA V ČESKÝCH BUDĚJOVICÍCH

Fakulta rybářství a ochrany vod

Akademický rok: 2021/2022

ZADÁNÍ BAKALÁŘSKÉ PRÁCE

(projektu, uměleckého díla, uměleckého výkonu)

Jméno a příjmení:	**Jakub VRBENSKÝ**
Osobní číslo:	**V20B019P**
Studijní program:	**B4103 Zootechnika**
Studijní obor:	**Rybářství**
Téma práce:	**Umělý výtěr karase obecného**
Zadávající katedra:	**Ústav akvakultury a ochrany vod**

Zásady pro vypracování

Cílem práce je na základě literárních zdrojů a vlastních experimentů a sledování doplnit stávající informace o řízené reprodukci karase obecného (*Carassius carassius*) s cílem přispět ke stabilní produkci váčkového plůdku, pomocí metod hormonální indukce ovulace jikernaček a vyhodnocení vlivu teploty vody při umělém výtěru, včetně ověření obvyklých metod odlepkování a inkubace jiker, statistického a grafického zpracování dosažených experimentálních výsledků a fotografické dokumentace.

Metodický postup spočívá ve zpracování literární rešerše a realizace série vlastních experimentů a sledování. Experimenty budou zaměřeny na porovnání různých metod hormonální indukce ovulace jikernaček a orientačně spermiace mlíčáků, vlastní umělý výtěr, odlekování a inkubace jiker a přechovávání půdku dopřechodu na exogenní výživu. V první fázi budou jednotlivé experimentální skupiny ryb injikovány běžně používanými hormonálními přípravky (kapří hypofýza, Supergestran a Ovopel), podávanými v obvyklých dávkách. Kontrolní skupina bude bez hormonální stiumulace. Ve druhé fázi bude u vybrané (nejúspěšnější) varianty proveden opakovaný pokus se 4 dalšími skupinami jikernaček při 4 různých teplotách v rozpětí 15-25 C (doporučený počet ryb v jednotlivých odděleně přechovávaných skupinách jikernaček je 8-10 ks). Současně bude odzkoušena účinost běžně používaných prostředků k odlepkování jiker (ředěné mléko, talek). Bude sledován průběh inkubace jiker v inkubačních lahvích, chování plůdku při kulení a v období embryonální periody života. Při všech sledováních bude zaznamenáván průběh teploty vody, zjišťována individuální hmotnost jiker, relativní hmotnost vytřených jiker (pseudogonadosomatický index – pGSI) absolutní a relativní hmotnost vytřených jiker, absolutní a relativní pracovní plodnost, oplozenost a líhnivost jiker, délka inkubační doby (včeetně dosažení stadia očních bodů), délka intervalu od vykulení do ukončení embryonální a přechodu do larvální periody života (ukončení endogenní a přechod na exogenní výživu), včetně vyhodnocení délky a hmotnosti plůdku v těchto momentech. manipulace s generačními rybami (výběr, injikace, umělý výtěr) budou právděny v anestezii (s využitím přípravků v obvyklých koncentracích Eugenol nebo MS-222).

Rozsah pracovní zprávy:	**40-60 stran**
Rozsah grafických prací:	**dle potřeby (do 20 stran)**
Forma zpracování bakalářské práce:	**tištěná**

Seznam doporučené literatury:

Baruš, V., Oliva, O. (eds) 1995. Mihulovci a ryby. Fauna ČR a SR. sv. 28/2, Academia Praha, 544 s.

Borůvka, V., Eisert, Z., Kouřil, J. 2014. Účinek tří různých hormonálních přípravků na úspěšnost umělého výtěru jikernaček kapra obecného (*Cyprinus carpio*). In: Kouřil, J., Podhorec, P., Dvořáková, Z. (eds): Sb. 14. Česká rybářská a ichtyologická konference, FROV JU Vodňany, s. 42.

Kolářová, J., Velíšek, J., Nepejchalová, L., Svobodová, Z., Kouřil, J., Hamáčková, J., Máchová, J., Piačková, V., Hajšlová, J., Holadová, K., Kocourek, V., Klimánková, E., Modrá, H., Dobšíková, R., Groch, L., Novotný, L. 2012. Anestetika pro ryby (aktualizované vydání z roku 2007). Edice Metodik, FROV JU, Vodňany, č. 77, 25 s.

Kouřil, J., Barth, T., Hamáčková J, Flegel, M. 1986. Induced ovulation in tench (*Tinca tinca* L.) by various LH-RH synthetic analogues: effect of site of

administration and temperature. Aquaculture 54: 37-44.
Kouřil, J., Podhorec, P., Policar, T., Stejskal, V. 2018. Hormonální stimulace vybraných druhů ryb k umělému a poloumělému výtěru. Edice Metodik, FROV JU, Vodňany, č. 176, 105 s.
Laurila, S., Piironen, J. , Holopainen, I.J. 1987. Notes on egg development and larval and juvenile growth of crucian carp (*Carassius carassius* (L.)). Ann. Zool. Fenn. 24(4): 315-321.
Krupauer, V. 1957. Hospodářské vlastnosti karasa obecného a jejich využití, Živočiš. výroba, 2: 405-410.
Papadopol, M. 1969. Recherches sur la biologie de la reproduction du carassin(*Carassius carassius* (L.)) dans le bassin inferieur du Danube. Acta Soc. Zool. Bohemoslov. 33(1): 40-55.
Podhorec, P., Kouřil, J., 2009. Hypothalamické faktory (GnRH a DA) a jejich využití k odstranění reprodukční dysfunkce u kaprovitých ryb. Bulletin VÚRH Vodňany 45(1): 10-17.
Podhorec, P., Socha, M., Sokolowska-Mikolajczyk, M., Policar, T., Svinger, V.W., Drozd, B., Kouril, J. 2012. Dopamine control of LH release in the tench (*Tinca tinca*). Gen. Comp. Endocrinol. 175: 34-38.
Sayer, C.D., Emson, D., Patmore, I.R., Greaves, H.M., West, W.P., Payne, J., Davies, G.D., Tarkan, A.S., Wiseman, G., Cooper, B., Grapes, T., Cooper, G., Copp, G.H. 2020. Recovery of the crucian carp *Carassius carassius* (L.): Approach and early results of an English conservation project. Aquatic Conserv.: Mar. Freshw. Ecosyst. s. 1-14.
Sokolowska, M., Peter, R.E., Nahorniak, C.S., Pan, C.H., Chang, J.P., Crim, L.W., Weil, C. 1984. Induction of ovulation in goldfish, *Carassius auratus*, by pimozide and analogs of LH-RH. Aquaculture 36:71-83
Szczerbowski, J.A., Szczerbowski, A.J. 2002. In: Bănărescu, P. M., Paepke, H.-J. (eds). The freshwater fishes of Europe. Cyprinidae 2, Part III: *Carassius to Cyprinus*. Gasterosteidae. Aula-Verlag, Wiesbaden. v. 5/III: 305 s.

Vedoucí bakalářské práce: **prof. Ing. Jan Kouřil, Ph.D.**
Ústav akvakultury a ochrany vod

Datum zadání bakalářské práce: **11. února 2022**
Termín odevzdání bakalářské práce: **2. května 2023**

JIHOČESKÁ UNIVERZITA
V ČESKÝCH BUDĚJOVICÍCH
FAKULTA RYBÁŘSTVÍ A OCHRANY VOD
Zátiší 728/II
389 25 Vodňany

L.S.

prof. Ing. Pavel Kozák, Ph.D.
děkan

Ing. Jan Kašpar
ředitel

V Českých Budějovicích dne 25. února 2022

OBSAH

1 Úvod 8

2 Literární přehled 10

2.1 Taxonomické zařazení 10

2.2 Morfologie 10

2.3 Rozmnožování 11

2.4 Výskyt 11

2.5 Potrava 13

2.6 Pohlavní dvojtvárnost 13

2.7 Hospodářské využití 13

2.8 Klesání populací z důvodu výskytu nepůvodních druhů 14

2.9 Projekt „zachraň karase!“ 15

2.10 Umělá reprodukce kapra obecného 16

2.10.1 Hormonální stimulace pohlavních produktů 17

2.10.2 Uvolnění a odebrání pohlavních produktů 17

2.10.3 Osemenění, aktivace a oplození jiker 18

2.10.4 Odlepkování jiker 18

2.10.5 Inkubace jiker a přechovávání plůdku do stadia aktivního pohybu 19

2.11 Anestéze pomoci hřebíčkového oleje 20

2.12 Hormonální přípravek Ovopel 21

3 Metodika 22

3.1 Původ generačních ryb 22

3.2 Technické zázemí 22

3.3 Teplota vody 23

3.3.1 Udržování teploty 24

3.4 Nasycenost vody kyslíkem 25

3.5 Příprava generačních ryb 25

3.6 Hormonální injikace 26

3.7 Umělý výtěr jikernaček 27
3.8 Umělý výtěr mlíčáků 28
3.9 Osemenění, aktivace, odlepkování a nasazení jiker do inkubačních lahví 29
3.10 Vyhodnocení výsledků 32
3.11 Použité statistické metody 34
4 Výsledky 35
4.1 Jikry 35
4.2 Podíl vytřených jikernaček z injikovaných 35
4.3 Pseudogonadosomatický index 36
4.4 Přežití jiker do stádia očních bodů 37
4.5 Interval latence v h a v h° 39
4.6 Relativní plodnost jikernaček 40
4.7 Závislost pseudogonadosomatického indexu na hmotnost jikernaček 42
4.8 Umělý výtěr mlíčáků 43
4.9 Odlepkování jiker 44
5 Diskuze 46
5.1 Hormonálně indukovaná ovulace jikernaček a jejich umělý výtěr 46
5.2 Teplota vody 47
6 Závěr 50
7 Seznam použité literatury 52
8 Tabulková příloha 57
9 Abstrakt 59
10 Abstract 60

1 ÚVOD

Karas obecný *Carassius carassius* je původním druhem ryb naší ichtyofauny. Jeho přirozeným habitatem jsou tůně, slepá ramena řek a mírně tekoucí vody. Díky jeho malé náročnosti na koncentraci kyslíku, kdy krátkodobě přežije i v anoxických podmínkách, přežívá v některých vodách jako jediný druh. Zde se rychle množí a začíná vytvářet svoji malou formu *Carasius carasius* morfa *humilis*. Karas patřil mezi hojně rozšířený druh a byl považován za plevelnou rybu. Dnes je jeho výskyt spíše ojedinělý, neboť je vytlačován nepůvodními druhy ryb, jako je především karas stříbřitý, případně karas zlatý, kteří mají podobnou náročnost na koncentraci kyslíku ve vodě. Karas stříbřitý se vyznačuje vysokou adaptabilitou, mimo jiné také tzv. sexuálním parazitizmem, významný vliv má ale také vliv člověka (počínaje nedůsledností při nezáměrném šíření tohoto druhu, třeba při výlovu rybníků, kde se vyskytuje, až po záměrné šíření chovateli ryb, např. záměrným nasazováním tohoto druhu jako potravní ryby pro dravce apod.).

Karas obecný je zástupce fytofilního druhu ryb vytírající se na přelomu jara a léta. Přirozená reprodukce probíhá v hejnech v několika dávkách. V našich podmínkách se využívala pouze přirozená produkce, z důvodu rozšíření karase stříbřitého se schopností rozmnožování gynogenezí populace karase obecného rapidně klesá. Proto je do budoucna vhodné mít osvojenou umělou reprodukci karase obecného, ať už pro produkci váčkového plůdku k nasazování rybníků, nebo udržení čistoty druhu.

Přínos této práce spočívá v optimalizaci a zefektivnění umělého výtěru karase obecného. Zároveň přispěje k vytvoření metodiky pro umělou reprodukci karase obecného. Konkrétně určení optimální teploty vody pro umělý výtěr, a to z hlediska úspěšného vytření jikernaček a dosažení co možná nejvyššího přežití jiker do stádia očních bodů. Dále zjištění doby latence, protože o umělé reprodukci tohoto druhu je velmi málo informací. A také porovnání různých způsobů odlepkování jiker, které se používají u jiných kaprovitých druhů ryb. A nakonec ověření možnosti umělé reprodukce a inkubace jiker v Zugských lahvích pro možnou masovou produkci váčkového plůdku karase obecného.

Pro optimalizaci umělé reprodukce byl z praxe od jiných kaprovitých druhů využit hormonální přípravek Ovopel k indukci ovulace a provedení umělého výtěru.

Tato práce byla součástí řešení projektu RAGO (Přírodě blízké rybářské hospodaření jako nástroj pro ochranu cenných rybničních ekosystémů) z finančních prostředků z Norských fondů. Projekt je řešen ENKI Třeboň ve spolupráci s FROV JU.

V průběhu experimentu byl uskutečněn masový výtěr za účelem vyprodukování většího množství váčkového plůdku karase obecného, který byl následně nasazen do čtyř rybníků v Jižních Čechách.

U nás se nesetkáváme s významným hospodářským využitím karase, jak z volných vod, tak z rybničního chovu, jako například v Rumunsku, Rusku a na Ukrajině. Využití karase je na místě také u vod s omezenou možností produkce tržních ryb nebo ve vodách chráněných lokalit nebo národních parků, včetně záchranných programů.

2 LITERÁRNÍ PŘEHLED

2.1 Taxonomické zařazení

Tabulka. 1 Taxonomické zařazení karase obecného (*Carassius carassius*).

Třída	Ryby (*Osteichthyes*)
Nadřád	Kostnatí (*Teleostei*)
Řád	Máloostní (*Cypriniformes*)
Podřád	Kaprovci (*Cyprinoidei*)
Čeleď	Kaprovití (*Cyprinidae*)
Rod	Karas (*Carassius*)
Druh	Karas obecný (*Carassius carassius*)

2.2 Morfologie

Obrázek 1. Karas obecný (foto J. Vrbenský).

Karas obecný (*Carassius carassius,* Linnaeus, 1758) patří mezi původní druhy české ichtyofauny. Ve volných vodách může dorůstat do velikostí až 40 cm, častěji ho najdeme menšího vzrůstu. Jedinci obývající malé tůně dorůstají do 10 cm (Baruš a Oliva, 1995). Tato málo rostoucí forma se nazývá *Carassius carasius* morfa *humilis* (Heckel, 1840). Tvarem těla je karas přirovnáván ke kaprovi obecnému (*Cyprinus carpio*), avšak kolem ústního otvoru se nenachází vousky a požerákové zuby jsou jen v jedné řadě. Ústa jsou horního postavení a jsou poměrně malá. Žaberní víčka mají drsný povrch (Dyk, 1956). Hlavní rozeznávací znak karase obecného a karase

stříbřitého (*Carassius gibelio*) je hřbetní ploutev. U karase obecného najdeme hřbetní ploutev ze shora zaoblenou, zatímco u karase stříbřitého najdeme hřbetní ploutev rovnou nebo mírně vykrojenou (Čihař, 2001).

Zbarvení těla karasů ovlivňuje životní prostředí. Dominující barva je olivově zelená se zlatavým leskem v různých odstínech. V zarostlých vodách se vyskytují tmavé zbarvení, zelenohnědé až zelenočerné, v rybnících a prosvětlených tůních mají naopak světlé zelenozlaté zbarvení (Baruš a Oliva, 1995).

Tabulka 2. Meristické znaky karase obecného (Baruš a Oliva, 1995).

Ploutevní vzorec	Hřbetní	Řitní
	III - IV	II - III
	13 - 21	5 - 8
Počet šupin v postranní čáře	30 - 37	
Počet tyčinek na 1. žaberním oblouku	až 35	
Vzorec požerákových zubů	4 - 4	
Na posledním nejdelším nerozvětveném paprsku hřbetní ploutve se nachází 28 – 30 malých zoubků		

2.3 Rozmnožování

Karas je fytofilní druh vytírající se na vodní rostliny. Výtěr probíhá ve třech až pěti dávkách tzv. porcovým výtěrem (Berg, 1948-1949). Přirozeně se vytírá v období května až června s optimální teplotou vody pohybující se mezi 18 °C a 22 °C. Pohlavně dospívá ve věku 2 až 3 let (Kouřil a kol., 2020). Baruš a Oliva (1995) uvádí poměr samic a samců v populaci vyrovnaný, Čihař (1957) popisuje převahu samců nad samicemi v poměru 2:1. Obě pohlaví se poprvé třou ve druhém roce života (Libosvárský, 1963). Baruš a Oliva (1995) udávají absolutní plodnost až 300 tisíc jiker, zatímco Krupauer (1957) mluví o 110 až 227 tisíci jiker.

2.4 Výskyt

Karas obecný se převážně vyskytuje ve stojatých, popřípadě mírně tekoucích vodách. Jeho typickým stanovištěm jsou záplavové území dolních toků řek, ale také důlní propadliny, jámy vzniklé těžbou půdy a nejrůznější tůně (Baruš a Oliva, 1995). Dokáže přežít ve vodách s malou koncentrací kyslíku, krátkodobě i v anoxických podmínkách, a v zakalených vodách (Blažka, 1957). Odolává vyšším teplotám vody.

Díky těmto schopnostem se vyskytuje v mělkých vysychajících tůních, kde přežívá jako jediný druh. V těchto vodách se vyskytuje převážně forma m. *humilis* z důvodů přemnožení populací (Baruš a Oliva, 1995). Holčík a Bastl (1973) udává hustotu populace 0,38 $kg.ha^{-1}$, Lusk (1981) udává 48 $kg.ha^{-1}$ a Oliva (1955) udává hustotu populace až 320 $kg.ha^{-1}$.

Karas netvoří velká hejna. Je aktivní převážně ve večerních a v nočních hodinách, kdy loví svou potravu. Přes den se schovává ve svých úkrytech (Čihař, 1957).

Karas se nedožívá vysokého věku. V periodických tůních s výskytem formy m. *humilis* je převážně krátkověký, dožívá se 1 až 3 roků života. V rybnících a ve stálých tůních se dožívá 8 a více let. Růst je poměrně pomalý, vysoce ovlivňovaný životním prostředím a hustotou populace. Vztah jeho hmotnosti k délce těla je následující: 5 g odpovídá 4 – 6 cm, 10 g odpovídá 5 – 7 cm, 50 g odpovídá 10 cm, 100 g odpovídá 12 – 15 cm a 500 g odpovídá 17 – 18 cm (Baruš a Oliva, 1995).

Tabulka 3. Délka růstu těla karase obecného (v mm).

Autor	Lokalita	Forma	Ks	Délka těla za léta života (v mm)						
				L1	L2	L3	L4	L5	L6	L7
Čihař (1957)	Karasí tůň	*C.carrassius* m. *humilis*	262	29	38	47	59	69	78	91
Černý (1971)	Mansfel-dova tůň	*C.carrassius* m. *humilis*	533	25	43	57	81	87	-	-
Libosvárský (1963)	Zaječské jezero	*C.carrassius*	43	44	64	87	105	121	-	-
Libosvárský (1963)	Jaroslav-ský rybník	*C.carrassius*	14	54	85	118	152	173	192	222

V současné době není karas hojně se vyskytujícím druhem v našich vodách. Jeho rozšíření se v posledních letech výrazně zmenšilo z důvodů přeměn záplavových oblastí řek a tím spojené zanikání jeho přirozeného biotopu. Z rybníků byl karas vytlačen chovem kapra obecného (Baruš a Oliva, 1995). Na našem území se můžeme s karasem setkat v oblasti Labe, a to v tůních u Čelákovic (Oliva 1955), v dolním úseku Dyje u Nových Mlýnů (Hochman a Jirásek, 1958), bývalých Zaječských a Přítlučských

jezerech (Libosvárský, 1963) a v povodí Moravy v rybníce Jarohněvickém (Baruš a Oliva, 1995).

2.5 Potrava

Hlavní potravní složkou karasů jsou juvenilní stádia buchanek (*Copepoda*), dále se v potravě již v menší míře vyskytují vířníci (*Rotatoria)* a v letních měsících také perloočky (*Cladocera*). Bentos se v potravě objevuje jen málokdy (Čihař, 1957).

2.6 Pohlavní dvojtvárnost

Pohlavní dvojtvárnost je pozorovatelná na délce prsních ploutvích. Prsní ploutve samců jsou delší než prsní ploutve samic (Čihař, 1957). U formy *humilis* je tento poměr velikostí prsních ploutví obrácený (Čigarž, 1958). Samice karase dorůstají větších velikostí než samci (Černý, 1971).

2.7 Hospodářské využití

Hospodářské využití karase je u nás ve srovnání s jinými zeměmi jako je Rumunsko nebo bývalé SSSR velmi malé. Ani sportovními rybáři není tento druh příliš vyhledávaný. Pro svou odolnost vůči nepříznivým vlivům má význam u vod, které jsou pro jiné druhy neslučitelné s dlouhodobým životem. Kříženec kapra a karase může prosperovat ve vodách, které by byly jinak rybářsky nevyužitelné, a pro jeho neplodnost není obava z jeho přemnožení (Baruš a Oliva, 1995).

2.8 Klesání populací z důvodu výskytu nepůvodních druhů

Obrázek 2. Karas obecný (A) a karas stříbřitý (B) (foto J. Kouřil).

Rozšíření karase obecného v posledních letech výrazně klesá. Hlavním faktorem je rozšíření nepůvodních druhů, a to karase zlatého (*Carassius auratus*) a především karase stříbřitého v našich vodách. Oba druhy dokáží podobně odolávat nepříznivým podmínkám prostředí a jsou schopny obsazovat stejné lokality jako karas obecný (Lusk a Lusková, 2008; Lusková a kol., 2010).

Hlavní způsob ovlivnění populace karase obecného karasem stříbřitým a karasem zlatým je jejich schopnost rozmnožovat se pomocí gynogeneze. Při tomto způsobu rozmnožování samice nepůvodních druhů karase tvoří nerekombinované neredukované jikry a k aktivaci pro další fázi ontogeneze využívá mlíčí od příbuzných druhů ryb. Tyto samice můžou využít i mlíčí samců svého druhu, ty jsou ale v populaci zastoupeni v jednotkách procent (Papoušek a kol., 2008; Wouters a kol., 2012).

Vzhledem k malému počtu samců karase stříbřitého a karase zlatého v populaci, jsou samice při tření odkázány na jiné kaprovité druhy ryb. Samice nepůvodních druhů karasů se mohou vytírat v celém výtěrovém období všech kaprovitých ryb z důvodů

asynchronního dozrávání gonád. Při tření kaprovitých ryb je malá šance na oplození jejich jiker, neboť mlíčí využijí samice karase stříbřitého a karase zlatého (Halačka a kol., 2003; Lusková a kol., 2010). Kaprovité ryby se v přirozeném prostředí vytírají v hejnech, jsou snadným terčem pro sexuální parazitismus (Baruš a Oliva, 1995). Mezi kaprovité ryby, které využívá karas stříbřitý a karas zlatý k rozmnožování, patří: karas obecný, kapr obecný, cejn velký (*Abramis brama*), cejnek malý (*Abramis broerkna*), plotice obecná (*Rutilus rutilus)*, lín obecný (*Tinca tinca*) a jelec jesen (*Leuciscus idus*) (Halačka a kol., 2003; Lusková a kol., 2010).

Hybridi karase obecného a karase stříbřitého pocházející z povodí Dyje měli vzhledové prvky po obou rodičovských druzích. Tyto jedinci mají tělo zbarveno po karasovi stříbřitém a jejich zbarvení peritonea je proměnlivé. Na hřbetní ploutvi se projevují oba rodičovské druhy, vpředu konvexní zatímco vzadu konkávní (Papoušek a kol., 2008).

Při výskytu karase stříbřitého a karase zlatého dochází taktéž ke kompetici o potravní zdroje. Z důvodu rychlého množení jsou tyto druhy efektivní a ovlivňují ostatní druhy ryb, jako jsou: karas obecný, lín obecný, kapr obecný nebo slunka obecná (*Leucaspius delineatus*). Při vniknutí karase stříbřitého a karase zlatého do nového prostředí jsou zaznamenány snižující se stavy populací a mizení původních druhů (Halačka a kol., 2003). Při výskytu v českých rybnících byly zaznamenány nižší produkce kapra obecného (Lusková a kol., 2002) a lína obecného (Lusk a kol., 1998)

Reprodukční variabilita, kompetice o potravní zdroje a vysoká odolnost jsou výhody, kvůli kterým se karas stříbřitý a karas zlatý rozšířili do mírně tekoucích a stojatých vod po celé Evropě (Lusková a kol., 2010).

2.9 Projekt „zachraň karase!“

Cílem projektu je záchrana karase obecného, který je dle autorů projektu na pokraji vyhynutí z důvodu zániku jeho přirozených biotopů a rozšíření nepůvodních druhů karasů. Na projektu se podílí Akademie věd ČR (hlavní autor RNDr. Marek Šmejkal, Ph.D.), Česká zemědělská univerzita v Praze (hlavní autor prof. Ing. Lukáš Kalous, Ph.D.) a Zoo Praha (hlavní autor Petr Velenský).

Projekt má čtyři hlavní cíle:

1) zmapovat úbytek karase v čase
2) nalézt vhodné populace k využití pro jeho návrat do krajiny
3) najít vhodné lokality pro vysazení nových populací
4) zmapovat populace nepůvodního karase stříbřitého v České republice.

Od září 2021 do srpna 2022 se mohla do projektu zapojit veřejnost vyplněním dotazníku, tykajícího se mapování populací karase obecného a karase stříbřitého, jejich výskyt v minulosti a hledání vhodných lokalit pro vysazení karase obecného (výsledky nejsou prozatím zveřejněny) (Šmejkal, Kalous a Velenský, 2021).

Podle osobního sdělení (Šmejkal, 2023) byly zjištěny desítky lokalit s výskytem karase obecného, z některých z nich byly odebrány vzorky a pomocí metody PSA potvrzeno, že se jedná o populace karase obecného. V rámci uvedené iniciativy je řešeno mapování výskytu karase obecného na území ČR s pomocí amatérských zájemců z řad ochránců přírody a sportovních rybářů, podpora jeho přirozeného rozmnožování a rozšiřování prověřených čistých populací vysazováním na další vhodné lokality (tůně, lesní rybníčky apod.). Umělou reprodukcí karase obecného se tato iniciativa nezabývá.

2.10 Umělá reprodukce kapra obecného

V dnešní praxi reprodukce kapra obecného se používá především umělý výtěr, jinými slovy řízená reprodukce. Starší metody, jako je staročeská metoda výtěru kapra nebo Dubraviova metoda výtěru kapra, se využívají jen málokdy (Hartman a Regenda, 2014). Řízená reprodukce naplno využívá genofond ryb a významně napomáhá při šlechtění ryb (Flajšhans a kol., 2008). Řízená reprodukce je brána jako způsob uchování genetických zdrojů, a to jako národní kulturní bohatství (Flajšhans a kol., 2009).

Řízená reprodukce je členěna do pěti fází, které na sebe jednotlivě navazují (Gela a kol., 2009)

1. hormonální stimulace pohlavních produktů
2. uvolnění a odebrání pohlavních produktů
3. osemenění, aktivace a oplození jiker
4. odlepkování jiker
5. inkubace jiker do stadia aktivního pohybu

2.10.1 Hormonální stimulace pohlavních produktů

Hormonální stimulace se zakládá na injikaci kapří hypofýzy nebo jiných gonadotropních přípravků, jako je Ovopel či Repro-Genol. Tyto látky jsou ve fyziologickém roztoku (0,65 % NaCl) injikovány do těla ryb v místě hřbetní svaloviny za pomoci injekční stříkačky. Samci jsou injikováni jednou, v dávce 0,7 – 1,5 mg hypofýzy na 1 kg živé váhy 24 hodin před výtěrem. Samice jsou injikovány dvakrát, v dávce 0,5 mg hypofýzy na 1 kg živé váhy 24 hodin před výtěrem a v dávce 2,5 mg hypofýzy na 1 kg živé váhy 12 hodin před výtěrem (Hartman a Regenda, 2014; Gela a kol., 2009). V tomto období nesmí teplota vody klesat, naopak je příznivý mírný růst z 20 na 22 °C (Gela a kol., 2009). Při vyšší teplotě 22 až 24 °C je 12 hodinová doba od druhé injikace samic zkracována o 2 hodiny (Schäperclaus a Lukowicz, 1998). Po druhé injikaci jikernaček je možné zašít močopohlavní otvor, a to křížovým stehem, z důvodů zabránění ztráty jiker a ovariální tekutiny (Horváth a kol., 1992). Jako hormonální stimulant lze použít také Ovopel, a to pro první dávku 1 pelety Ovopelu na 5 kg živé hmotnosti ryby a u druhé dávky 1 pelety Ovopelu na 1 kg živé hmotnosti ryby. Při použití Ovopelu je časování dávek a nástup ovulace totožný jako u použití hypofýzy (Gela a kol., 2009; Hartman a Regenda, 2014). Hypofýza a Ovopel jsou dodávány v peletách, které je potřeba před aplikací do rybího těla řádně rozetřít v suché třecí misce a poté rozmíchat v odměřeném množství fyziologického roztoku. Připravená suspenze je aplikována injekční stříkačkou do hřbetní svaloviny, popřípadě do jamky prsních ploutví. Po aplikaci je nutné místo promasírovat, aby se suspenze dostala do tělní tkáně (Gela a kol., 2009). Repro-Genol je maďarský přípravek dodávaný v gelových kapslích. Každá kapsle obsahuje 66 mg soli NaCl a 50 mg kapří hypofýzy. Dle návodu výrobce se 1 kapsle Repro-Genolu rozpustí v 10 ml vody a následně je injikována do těla ryb v poměru 1 ml na 1 kg hmotnosti živé ryby (Gela a kol., 2009).

2.10.2 Uvolnění a odebrání pohlavních produktů

Pro lepší manipulaci ryb v průběhu výtěru je vhodné ryby uspat koupelí v lázni anestetik. Nejčastěji se používá hřebíčkový olej v koncentraci 0,07 $ml.l^{-1}$ nebo 2 fenoxyetanol v koncentraci 0,3 – 0,4 $ml.l^{-1}$ (Kolářová a kol., 2007). Ryby jsou umístěny v koupeli do doby, kdy se začnou otáčet hřbetem dolů.

Anestetikovaným jikernačkám je suchou utěrkou osušena břišní partie, řitní ploutev a močopohlavní papila. Výtěr spočívá v pozvolné masáži břišní partie ryby směřující od

hlavy k papile. Uvolněné jikry se zachytávají do připravené misky a jsou kontrolovány před možnou kontaminací krví, exkrementy, vodou nebo slizem. Vytřené ryby se umístí do nádrže s čistou vodou a nechají se probrat z anestetik. Je nutno zajistit vysoké nasycení vody kyslíkem. Miska s vytřenými jikrami se zváží, překryje se vlhkou utěrkou a umístí se do stínu o okolní teplotě 18 – 20 °C. Do jedné misky se vytírá jedna jikernačka (Gela a kol., 2009). Mlíčí je odebíráno do injekčních stříkaček o objemu 20 – 50 ml, do savky s 50 – 100 ml kontejnerem. V některých případech mohou být mlíčáci vytřeni přímo do misky s jikrami (Hartman a Regenda, 2014).

2.10.3 Osemenění, aktivace a oplození jiker

Osemenění nastává v momentě přidání mlíčí do misky s jikrami. Doporučená dávka je 2 – 10 ml mlíčí od každého z 3 – 5 vybraných samců na 1 kg jiker. Mlíčí a jikry se po dobu 30 sekund jemně promíchávají pomocí stěrky. Následně se provádí aktivace gamet přidáním líhňové vody o teplotě 19 – 22 °C. Na 1 kg jiker s mlíčím se aplikuje 0,5 l vody (Gela a kol., 2009). Přidáním vody se spermie stanou svým pohybem bičíku aktivní a vyhledávají mikropyle jiker, u kterých dochází k ireverzibilním změnám (Linhart, 2004). Gela a kol. (2009) uvádí možnost začátku odlepkování jiker již po 1 – 2 minutách od aktivace gamet, zatímco Hartman a Regenda (2014) uvádí časový úsek 5 – 10 minut.

2.10.4 Odlepkování jiker

V průběhu odlepkování jiker je snaha zamezit lepivosti a dosáhnout momentu, kdy se jikry nelepí k povrchu inkubační lahve a ani k ostatním jikrám. Pro odlepkování jiker se používají chemické nebo mechanické procesy (Gela a kol., 2009).

Nejčastější a zároveň nejspolehlivější způsob odlepkování jiker je za pomoci kravského mléka. Plnotučné kravské mléko se rozředí s vodou z líhní v poměru 1 litr kravského mléka na 9 litrů vody z líhně. Takto naředěné mléko se přilije k oplozeným aaktivovaným jikrám a lehkým pohybem stěrkou jsou jikry promíchávány. Tento proces trvá přibližně jednu hodinu, poté je mléko slito a jikry jsou nasazeny na inkubační lahve (Gela a kol., 2009). Odlepkování mlékem je možné provádět i v inkubačních lahvích za pomoci vzduchu probublávajícího od hrdla lahve. Jikry jsou na prvních 10 – 15 minut vloženy do suspence kravského mléka s vodou z líhně a následně jsou společně s mlékem přemístěny do Zugské lahve s přívodem vzduchu. Vzduch je přiváděn následující hodinu, poté jsou jikry proplachovány a je odstraněno kravské mléko. Tento

způsob se nedá aplikovat v líhních vybavených recirkulačními systémy, ale pouze u plně průtočných systémů (Gela a kol., 2009). Méně rozšířená metoda odlepkování jiker je za pomoci jílu. V 1 litru vody z líhně se rozdmýchá 30 g jílu (Gela a kol., 2003). Další metodou odlepkování jiker je pomocí roztoku talku ($MgSiO_3$). Roztok obsahuje 10 g talku 15 g NaCl na 1 l vody. Doba odlepkování tímto roztokem je 30 – 35 min. V průběhu odlepkování je potřeba jikry promíchávat (Hartman a Regenda, 2014). Další způsob odlepkování jiker je za pomoci enzymu Alkalázy nebo taninem. U kapra obecného se prováděly experimenty odlepkování jiker za pomoci těchto látek (Linhart a kol., 2003), ale úspěšnost účinku byla velice ovlivněna fyzikálně-chemickými vlastnostmi vody v rybích líhních, a proto se od této metody upustilo (Gela a kol., 2003).

Alkaláza se osvědčila u odlepkování jiker u lína obecného. Enzym Alkaláza se v objemu 5 – 7,5 ml přidá do 995 – 992,5 ml roztoku destilované vody a NaCl v poměru 1000 ml destilované vody a 1g NaCl. Takto připravený roztok se dávkuje 100 ml roztoku na 100 g jiker. Odlepkování se provádí po dobu 2 minut za stálého míchání jiker v roztoku Alkalázy. Po uplynutí 2 minut se roztok slije a jikry se třikrát propláchnou vodou z líhní. Následně se jikry nasadí na inkubační lahve (Linhart a kol., 2000).

2.10.5 Inkubace jiker a přechovávání plůdku do stadia aktivního pohybu

Jikry kapra obecného jsou nasazovány na Zugské (Weisovy) lahve o objemu 10 l. Na jednu lahev se nasazuje 500 – 600 g jiker. Optimální teplota vody pro vývoj jiker je 18 – 22 °C, přičemž hraniční teploty jsou 14 °C a 25 °C. Průtok vody na jedné lahvi by se měl pohybovat okolo 3 l vody za hodinu. U kapra obecného se plůdek kulí po uplynutí 60 – 70 denních stupňů (d°). Po vykulení se přesaje obsah lahve do nádoby a začnou se odstraňovat zbytky jikerných obalů za pomoci roztáčení a sedimentace. Následně je vykulený plůdek přemístěn na žlaby vybavené uhelonovými kolíbkami s teplotou vody 16 – 22 °C. Velikost uhelonových ok u kapra obecného je 0,25 – 0,35 mm. (Gela a kol., 2009). Ve velkých produkčních líhních se využívají inkubátorové kontejnery s točivým prouděním vody o objemu 225 l (Hartman a Regenda, 2014).

K prevenci výskytu plísňových onemocnění jsou líhně vybaveny UV lampami a ozonizací (Liltved, 2003). Do stádia očních bodů lze přistoupit ke krátkodobým koupelím v Jodisolu v koncentraci 5 – 10 $ml.l^{-1}$ při délce trvání koupele 2 minut. (Kouřil a Hamáčková, 1998).

Vykulený plůdek se přichytává na rostliny a zde setrvává 3 – 5 dní v závislosti na teplotě vody (Gela a kol., 2009). Neuchycení jedinci klesají ke dnu, kde hynou (Krupauer a Kubů, 1985). Proto je nutné do kolíbek vložit dostatek příchytného materiálu. Lze využít olistěné větve vrby, břízy a také listy rákosů nebo ostřice (Gela a kol., 2009).

Na počátku larvální periody využívá kapří plůdek zásoby žloutkového váčku, ale v průběhu vývoje začíná přecházet na aktivní příjem potravy. Charakteristickým znakem této vývojové etapy je naplnění zadní části plynového měchýře vzduchem. Larva nasaje ústním otvorem vzduch a přes jícen ho protlačí na místo plynového měchýře (Štěch, 2007). Po uplynutí 60 – 70 denních stupňů (d°) od nasazení na kolíbky je kapr připraven k vysazení do rybníka (Hartman a Regenda, 2014).

2.11 Anestéze pomoci hřebíčkového oleje

Hřebíčkový olej byl používán jako anestetikum již ve starověku, kdy se podával jako anestetikum při bolesti kloubů (Taylor a Roberts, 1999) a také v zubním lékařství (Ross a Ross, 1999). V Indonésii se hřebíčkový olej používá i dnes jako anestetikum při bolestech kloubů, hlavy a zubů. (Nagababu a Laksmaiak, 1992). U ryb byl poprvé použit jako anestetikum před čtyřiceti lety (Endo a kol., 1972).

Hřebíčkový olej je kapalina s tmavě hnědým zabarvením. Získává se destilací květů, listů a stonků z hřebíčkovce kořenného (*Syzygium aromaticum*)(Soto a Burhanuddin, 1995) a ze stromu s názvem *Eugenia caryophyllata* (Keene a kol, 1998). Olej se skládá z velkého počtu terpenových sloučenin, které mají za následek aromatický charakter. Látka s největším zastoupením je eugenol (4allyl-2-methoxyphenol), se zastoupením 70 – 90 % celkové hmotnosti (Woody a kol., 2002). Dále je v oleji zastoupen eugenol acetát s 17 % a kariofilen 5 s 12 % (Keene a kol., 1998)

Doporučená dávka hřebíčkového oleje pro anestetikum ryb je 30 – 4 $mg.l^{-1}$. Účinnost nastává po uplynutí 5 až 10 minut, při zvyšující se teplotě vody jeho účinnost klesá. Ryby pro zotavení potřebují více času než u jiných anestetik (Kolářová a kol., 2012).

2.12 Hormonální přípravek Ovopel

Ovopel je syntetický přípravek vyráběný v Maďarsku, je dodáván v bílých lisovaných peletách. Jednotlivé pelety obsahují dvě hlavní látky: 20 μg syntetického GnRHa a 2 mg inhibitoru dopaminu metoclopramidu (Horváth a kol., 1997).

Doporučená dávka pro všechny druhy ryb je jedna peleta na 1 kg živé hmotnosti ryb.

Před aplikací je nutno pelety Ovopelu rozdrtit pomocí tloučku v třecí misce na jemný prášek. Získaný prášek se smíchá s příslušným objemem fyziologického roztoku a důkladně promíchá. Při drcení pelet je potřeba postupovat opatrně z důvodů velké tvrdosti. Injikace se provádí do hřbetní svaloviny nebo k bázi břišní ploutve. V průběhu injikace je důležité připravenou suspenzi často promíchávat z důvodu rychlé sedimentace (Kouřil a kol., 2011).

U většiny kaprovitých ryb se indukace ovulace tímto hormonálním přípravkem osvědčila, například u kapra obecného, karase obecného nebo amura bílého (*Ctenopharyngodon idella*), v současnosti dochází k postupnému nahrazování tradiční hypofýzy přípravkem Ovopel. Lepší účinek, než má hypofýza, byl prokázán u reofilních druhů ryb, zejména u parmy obecné (*Barbus barbus*) (Kouřil a kol., 2006). U tohoto druhu byla zjištěna nejen vyšší účinnost % vytřených jikernaček, ale i vyšší % pGSI (tedy vyšší množství vytřených jiker). Při výtěru karase obecného je při použití Ovopelu očekávaná úspěšnost ovulace jikernaček 70 – 90 % (Kouřil a kol., 2011).

3 METODIKA

3.1 Původ generačních ryb

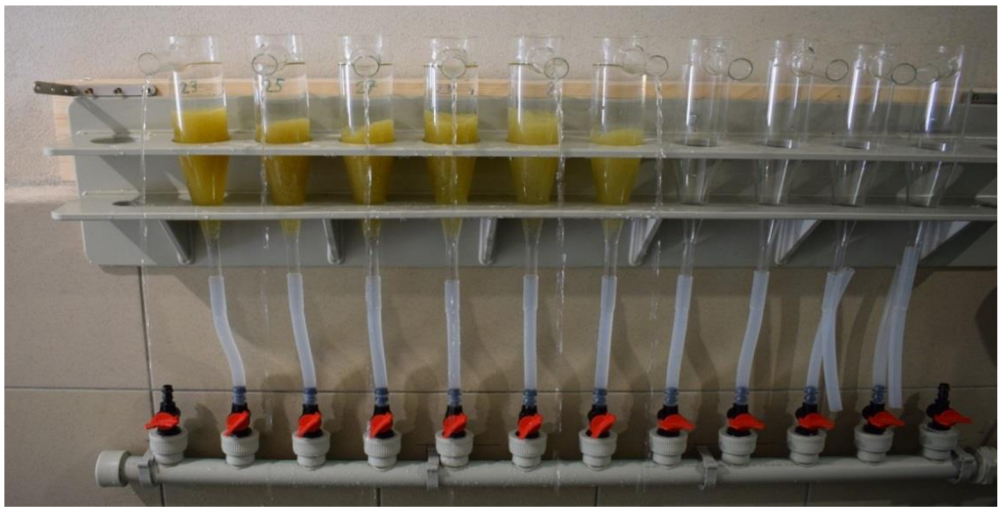
V pokusu byly využity generační ryby karase obecného. Pro první část pokusu pocházely generační ryby z Rybářství Srlín a byly vytřeny 6. 6. 2022. Pro druhou část pokusu byly využity generační ryby pocházející z Rybářství Jistebnice u Tábora a byly vytřeny 15. 6. 2022. Obě generační hejna pocházela z rybničního chovu. Výtěr ryb obou částí pokusu byl prováděn v líhních Rybářství Srlín.

3.2 Technické zázemí

Samotný pokus probíhal od 27. 5. 2022 do 24. 6. 2022 v prostorách Rybářství Srlín. Pro účely experimentu bylo vyhrazeno sedm vaniček o objemu 100 litrů. Každá vanička byla vybavena elektrickým akvarijním topítkem a hadičkou zakončenou vzduchovacím kamenem ze společné vzduchovací pumpy. Hadička byla opatřena regulátorem, který reguloval množství vzduchu přivedeného do vaničky. Pro teploty 15 °C, 17 °C, 25 °C a 27 °C byly jako vaničky využity termoizolační boxy speciálně konstruované pro efektivní udržování vnitřní teploty. Vaničky byly překryty mřížkou zamezující výskoku generačních ryb.

Obrázek 3 a 4. Vaničky s nasazenými jikernačkami (foto J. Vrbenský).

Za účelem pokusu byl vyroben stojan a malé Zugské lahve o objemu 0,45 litrů. Stojan byl umístěn na zeď v prostorách líhně a lahve byly připojeny na recirkulační systém. Voda byla přiváděna do spodní části lahve, kde byly lahve opatřeny regulátorem přítoku vody. Přebytečná voda odtékala přes horní hranu lahve a vracela se zpět do systému.



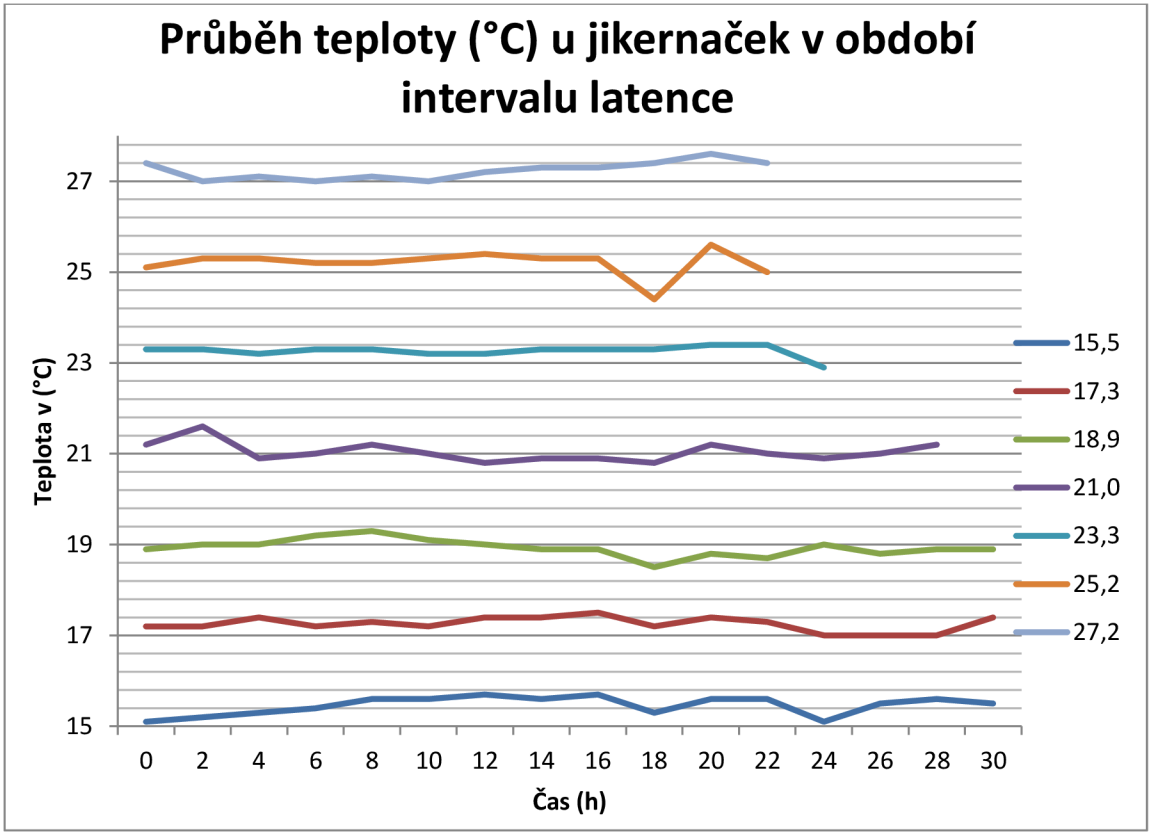
Obrázek 5. Zugské lahve o objemu 0,45 litrů (foto J. Vrbenský).

3.3 Teplota vody

V průběhu experimentu byla v pravidelných dvouhodinových intervalech měřena teplota vody v jednotlivých vaničkách. Měření započalo při nasazení ryb, tedy 5. 6. 2022 v 14:00 hodin. K zjišťování teploty byl použit oxymetr. Naměřené teploty byly zaznamenávány.

Obrázek 6. Měření hodnot za pomoci oxymetru (foto J. Vrbenský).

Po změření teploty vody byla dle potřeby přidána studená voda, popřípadě kostky ledu pro snížení teploty ve vaničce (převážně u nižších teplot), nebo nastavení topítka na vyšší ohřívání pro zvýšení teploty ve vaničce (převážně u vyšších teplot). Zaznamenaná data byla přepsána do počítačového programu Microsoft Excel, kde byla vizualizována do grafu č. 1, který popisuje průběh teploty v jednotlivých vaničkách v průběhu experimentu.



Graf 1. Vývoj měřených teplot ve vaničkách.

3.3.1 Udržování teploty

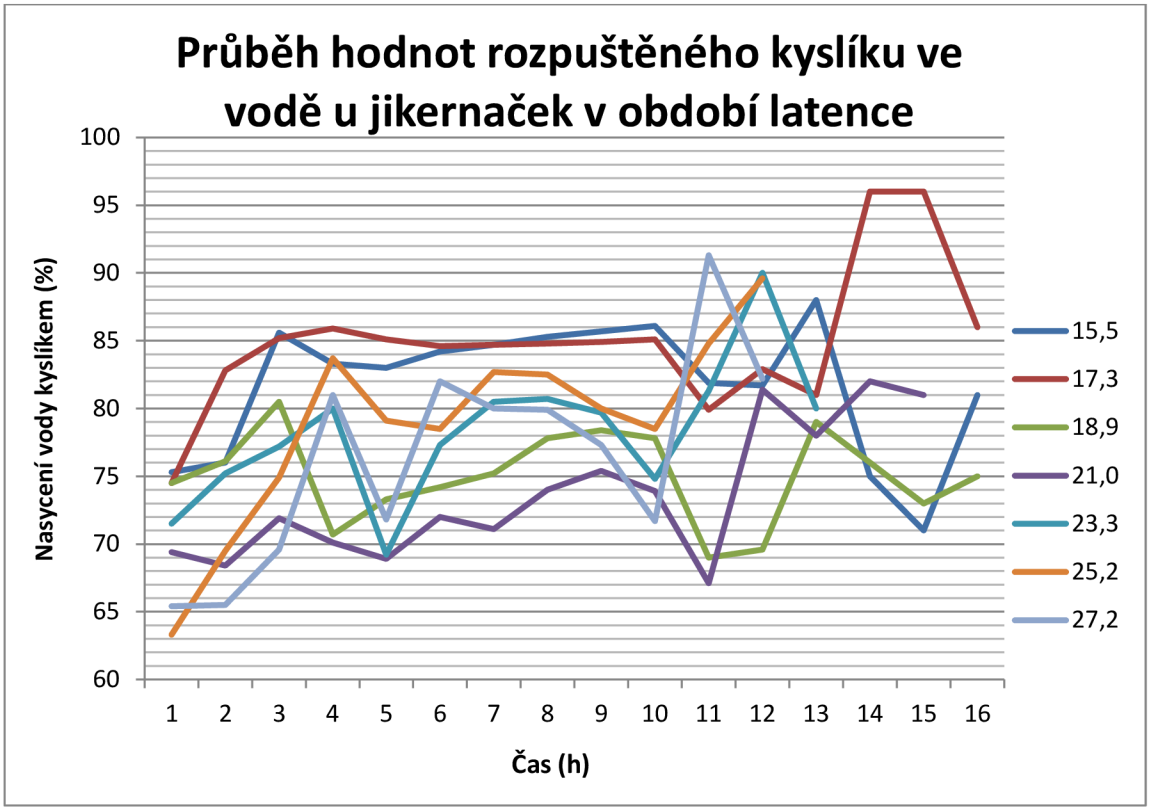
Na začátku experimentu byly stanoveny cílové teploty vody (15, 17, 19, 21, 23, 25 a 27 °C), do kterých byly umístěny jikernačky před umělým výtěrem. V tabulce 4 jsou znázorněny naměřené průměrné teploty, které byly reálně dosaženy v průběhu experimentu.

Tabulka 4. Cílové a reálně naměřené teploty experimentu.

Cílová teplota	15	17	19	21	23	25	27
Naměřená průměrná teploty	15,5 ± 0,2	17,3 ± 0,2	18,9 ± 0,2	21 ± 0,2	23,3 ± 0,1	25,2 ± 0,3	27,2 ± 0,2

3.4 Nasycenost vody kyslíkem

Ve stejném okamžiku, kdy byla zaznamenávána teplota vody pro jednotlivé vaničky, byla také zaznamenávána nasycenost vody kyslíkem. K změření nasycení vody kyslíkem byl využit oxymetr. V případě naměření nižších procent nasycení vody kyslíkem byl pomocí regulátoru na přívodní hadičce vzduchu zvýšen průtok vzduchu v hadičce, a tím snížen deficit kyslíku ve vaničce. Z naměřených dat byl pomocí počítačového programu Microsoft Excel vytvořen graf č. 2 znázorňující nasycenost vody kyslíkem.



Graf 2. Vývoj měřených nasycenosti vody kyslíkem ve vaničkách.

3.5 Příprava generačních ryb

Generační ryby z Rybářství Srlín byly 3. 5. 2022 sloveny z manipulačního rybníka a roztříděny na mlíčáky a jikernačky. Dle pohlaví byly umístěny na vaky o objemu 5 400 litrů, které byly napájeny stejnou vodou jako rybník, ze kterého byly vyloveny. Z generačních ryb bylo vybráno 35 náhodných jikernaček, které byly 5. 5. 2022 ve 14:00 hodin umístěny do sedmi vaniček o různých teplotách (15 °C, 17 °C, 19 °C, 21 °C, 23 °C, 25 °C, 27 °C). Do každé vaničky bylo nasazeno pět jikernaček. U mezních hodnot 15 °C, 17 °C a 25 °C, 27 °C byly jikernačky dány na 15 minut do vaničky o jiné

teplotě vody, aby se předešlo teplotnímu šoku. Pro teploty 15 °C a 17 °C byla teplota vody 18 °C a pro teploty 25 °C a 27 °C byla teplota vody 24 °C. Teplota vody ve vaku, kde byly ryby uchovány, byla 21°C ± 1 °C.

Generační ryby z Rybářství Jistebnice byly přivezeny 11. 5. 2022 na přepravních bednách s vodou a se vzduchovacím systémem. Přivezené ryby byly následně roztříděny dle pohlaví a umístěny do průtočných vaků o objemu 5 400 litrů. Následně byly generační ryby 14. 5. 2022 přesunuty na žlab v prostorách líhně s teplotou vody 22 °C.

3.6 Hormonální injikace

Abychom předešli riziku poranění ryb, byly ryby před hormonální injikací uspány. Ryby byly vloženy do vaničky s hřebíčkovým olejem o koncentraci 0,03 $ml.l^{-1}$. Po 2 – 3 minutách ryby ztrácely únikové reflexy a otočily se na bok, bylo možné začít s hormonální injikací.

Uspané ryby byly vyloveny z anestetika a umístěny na vlhkou látkovou utěrku na pracovním stole. Ryby byly injikovány ovopelem v odpovídajícím množství 1 peleta ovopelu na 1 kilogram hmotnosti ryby 24 hodin před výtěrem. Ovopel byl rozmělněn v toulci a následně rozmíchán ve fyziologickém roztoku (0,1 ml na 100g ryby). Do injekční stříkačky o objemu 1 ml se nasál rozmíchaný ovopel s fyziologickým roztokem, a byl aplikován do jamky břišní ploutve. Následně bylo místo vpichu lehce promasírováno, aby nedošlo k úniku aplikované látky. Po aplikaci byly ryby vráceny do vaniček nebo žlabů.

Obrázek 7. Injikace ryb hormonálním přípravkem (foto J. Vrbenský).

3.7 Umělý výtěr jikernaček

Jikernačky, u nichž při kontrole lehkým stisknutím břišní krajiny byla zjištěna ovulace (v močopohlavní papile se objevily jikry), byly šetrně přeloveny do vaničky s hřebíčkovým olejem. Po dosažení anestezie (po uplynutí 2 – 3 minut), kdy přestaly vykazovat únikové a obranné reflexy, byly jednotlivě vyjmuty z vaničky s anestetikem a přesunuty na pracovní stůl. Zde byly zabaleny do vlhké, ale vyždímané látkové utěrky. Aby se zamezilo vniknutí vody do misky s jikrami, osušila se vlhkým hadrem břišní partie ryby, řitní a ocasní ploutve a okolí močopohlavní papily.

Jikernačka se uchopila levou rukou za ocasní násadec, hlava ryby byla podepřena zápěstím pravé ruky a prsty se prováděla masáž břišní krajiny. Lehkým tlakem na břicho prováděným od prsních ploutví směrem k močopohlavní papile byly vytlačovány jikry z těla ryby. Uvolněné jikry byly zachytávány do suché misky. Miska byla přiložena co nejblíže k močopohlavní papile, aby byly jikry odchyceny z co nejmenší výšky. Po vytření jikernačky byla miska překryta vlhkou látkovou utěrkou. Pro zjištění pracovní plodnosti byly váženy jednotlivé jikernačky a hmotnost vytřených jiker.

V první části pokusu, při testování vlivu teploty vody v období latence, se jikernačky jedné teplotní skupiny vytíraly do jedné misky nebo do více misek a následně byly jikry smíchány.

V druhé části pokus, při porovnání odlepkovacích metod, se jikry od všech jikernaček smíchaly a rozdělily do tří skupin se třemi opakováními.

Obrázek 8. Umělý výtěr jikernačky (foto J. Vrbenský).

3.8 Umělý výtěr mlíčáků

Po vytření jikernaček se přistoupilo k okamžitému výtěru mlíčáků. Samci se vložili do vaničky s hřebíčkovým olejem. Po zjevném útlumu obranných a únikových reflexů, po uplynutí 2 – 3 minut byli samci přemístěni na pracovní stůl. Zde se zabalili do vlhké látkové utěrky a byla jim osušena řitní ploutev a močopohlavní papila vlhkým ubrouskem.

Samec se uchytil mezi ruce břišní dutinou vzhůru. Hlava byla svírána v dlaních a lehkou masáží břišní dutiny palci se uvolňovalo mlíčí, které bylo odsáváno na pokraji močopohlavní papily injekční stříkačkou. Byl zaznamenáván objem mlíčí získaný od jednotlivých mlíčáků.

Obrázek 9. Umělý výtěr mlíčáků (foto J. Vrbenský).

3.9 Osemenění, aktivace, odlepkování a nasazení jiker do inkubačních lahví

Po vytření jikernaček jedné teploty následovalo v co nejkratším čase osemenění a aktivace pohlavních produktů. Pro osemenění jiker bylo do misky s jikrami pomocí injekční stříkačky přidáno sperma od tří mlíčáků. Pro aktivaci pohlavních produktů byla přidána voda z líhně a lehkými pohyby stěrkou byly jikry 2 minuty promíchávány. Po uplynutí této doby následovalo odlepkování jiker. Do misky bylo přidáno naředěné mléko s vodou z líhní v poměru 1 : 9. Bylo použito mléko s obsahem 3,5 % tuků. Po přidání mléka byly jikry lehkými pohyby promíchávány po dobu 1 hodiny, než ztratily lepivý charakter. Po této době se roztok mléka a vody od jiker slil a jikry byly několikrát propláchnuty čistou vodou z líhní. Následně byly jikry nasazeny na inkubační lahve.

Obrázek 10. Osemenění jiker (foto J. Vrbenský).

Obrázek 11. Nasazení jiker na inkubační lahve (foto J. Vrbenský).

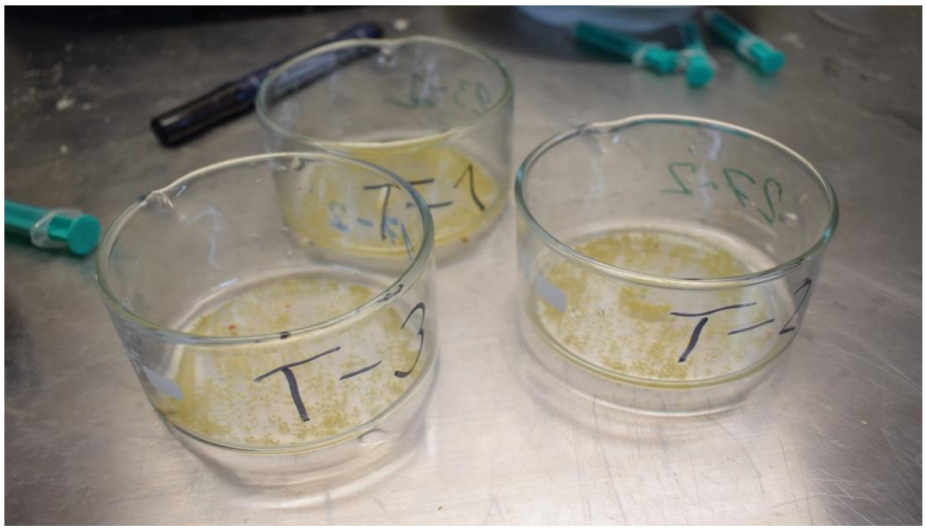
Pro odlepkování jiker v druhé části experimentu bylo použito mléko, tanin a acetylcystein. Pro každou odlepkovací metodu byly již jikry umístěny ve třech miskách (celkově tedy devět misek). V každé misce byl vzorek jiker o hmotnosti 1 gramu.

Pro odlepkování mlékem byl použit roztok mléka s obsahem 3,5 % tuku a vody z líhně v poměru 1 : 9. Jikry v miskách byly osemeněny polyspermatem pocházejícího od tří mlíčáků a aktivovány vodou z líhně. Následně byly promíchávány stěrkou a po uplynutí 2 minut byl přilit odlepkovací roztok mléka a líhňové vody. V průběhu odlepkování byly jikry promíchávány. Po uplynutí 1 hodiny byl roztok mléka a vody z líhně slit od jiker, jikry byly propláchnuté vodou z líhně a poté byly nasazeny na inkubační lahve.

Obrázek 12. Odlepkovávání jiker mlékem (foto J. Vrbenský).

Postup odlepkování jiker pomocí taninu a acetylcysteinu je totožný, liší se pouze v koncentracích roztoku. Připravené jikry byly osemeněny polyspermatem odebraným třem mlíčákům a následně aktivovány vodou z líhně. Po aktivaci byly jikry 2 minuty mírně promíchávány stěrkou a následně byly 10 minut ponechány v klidu, aby nabobtnaly. Po nabobtnání byla voda od jiker slita a byl nalit roztok taninu o koncentraci 1 $g.l^{-1}$ nebo roztok acetylcysteinu o koncentraci 0,2 $g.l^{-1}$, ve kterém byly jikry ponechány 30 sekund. Poté byl roztok vyměněn, a to za roztok taninu o koncentraci 2 $g.l^{-1}$ nebo roztok acetylcysteinu o koncentraci 0,4 $g.l^{-1}$. V tomto roztoku byly jikry ponechány dalších 30 sekund. Po tomto časovém úseku byl roztok vyměněn za roztok o stejné koncentraci taninu nebo acetylcysteinu. V tomto roztoku byly jikry po

dobu 4 minut promíchávány. Následně byl roztok slit a jikry byly nasazeny na inkubační lahve.

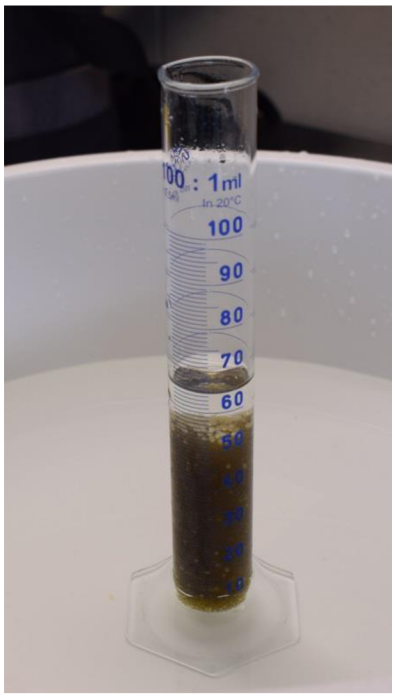


Obrázek 13. Misky jiker odlepkovávané taninem (foto J. Vrbenský).

3.10 Vyhodnocení výsledků

Vyhodnocení výsledků probíhalo tři dny poté, co byly jikry nasazeny na inkubační lahve. V tomto období byly oplozené jikry ve stádiu očních bodů. Neoplozené jikry byly bíle zbarveny.

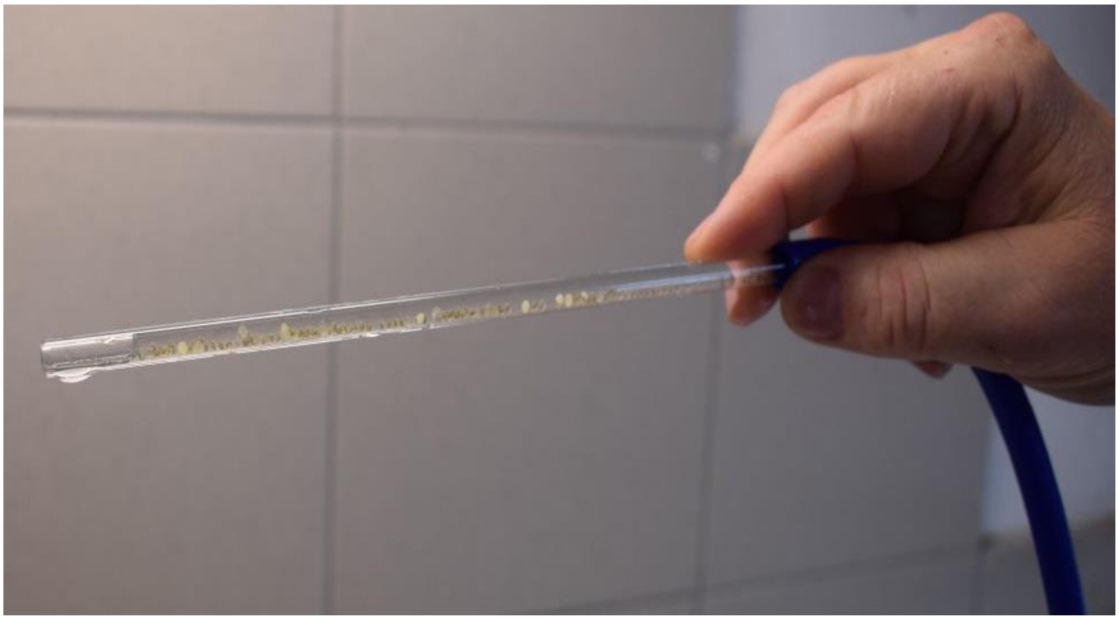
U první části pokusu, při testování vlivu teploty vody v období latence, se zjišťoval objem všech jiker pro danou teplotu. Jikry se opatrně odsály z inkubační lahve a pomocí 100 ml odměrného válce byl změřen a zaznamenán objem jiker. Při měření objemu byly v odměrném válci oplozené, neoplozené a odumřelé jikry.



Obrázek 14. Měření objemu jiker (foto J. Vrbenský).

Oplozenost jiker byla zjišťována pomocí skleněné tyčinky. Do tyčinky bylo nasáto přibližně 70 až 80 jiker. Následně byl zjištěn přesný počet všech jiker ve skleněné tyčince a přesný počet jiker ve stádiu očních bodů. Počty byly zaznamenány. U každé teploty se zjišťování oplozených jiker třikrát opakovalo. Následně byly jikry vyčištěny od špatných a neoplozených jiker a opětovně nasazeny na inkubační lahve.

V druhé části experimentu, při porovnání odlepkovacích metod, byly jikry počítány ve skleněné trubičce jako u první části pokusu.



Obrázek 15. Počítání jiker v očních bodech ve skleněné tyčince (foto J. Vrbenský).

Věk generačních karasů byl na základě odebraného vzorku šupin od několika jedinců orientačně stanoven na 3 + až 4 +.

U deseti náhodně vybraných jedinců generačních karasů byl po dokončení výtěru odebrán genetický materiál pro ověření druhu karase obecného. Za pomoci nůžek a pinzety se odstřihla část břišní ploutve, která se vložila pro konzervaci do 96 % ethanolu. Odebraný materiál byl podroben genetické analýze v Ústavu pro výzkum obratlovců AV ČR v Brně a bylo potvrzeno, že se jedná o čistou populaci karase obecného (nikoliv hybrida).

Obrázek 16. Odstřihávání časti břišní ploutve (foto J. Vrbenský).

3.11 Použité statistické metody

Dosažené výsledky byly statisticky zpracovány s využitím průměrných hodnot s výpočtem parametrů křivek (včetně R2) a s využitím programu STATISTICA version 12 (StatSoft, 2023), s využitím metod hodnocení průkaznosti rozdílů pomocí parametrického testování ANOVA a Tukey HSD a Kruskal-Wallisova testu.

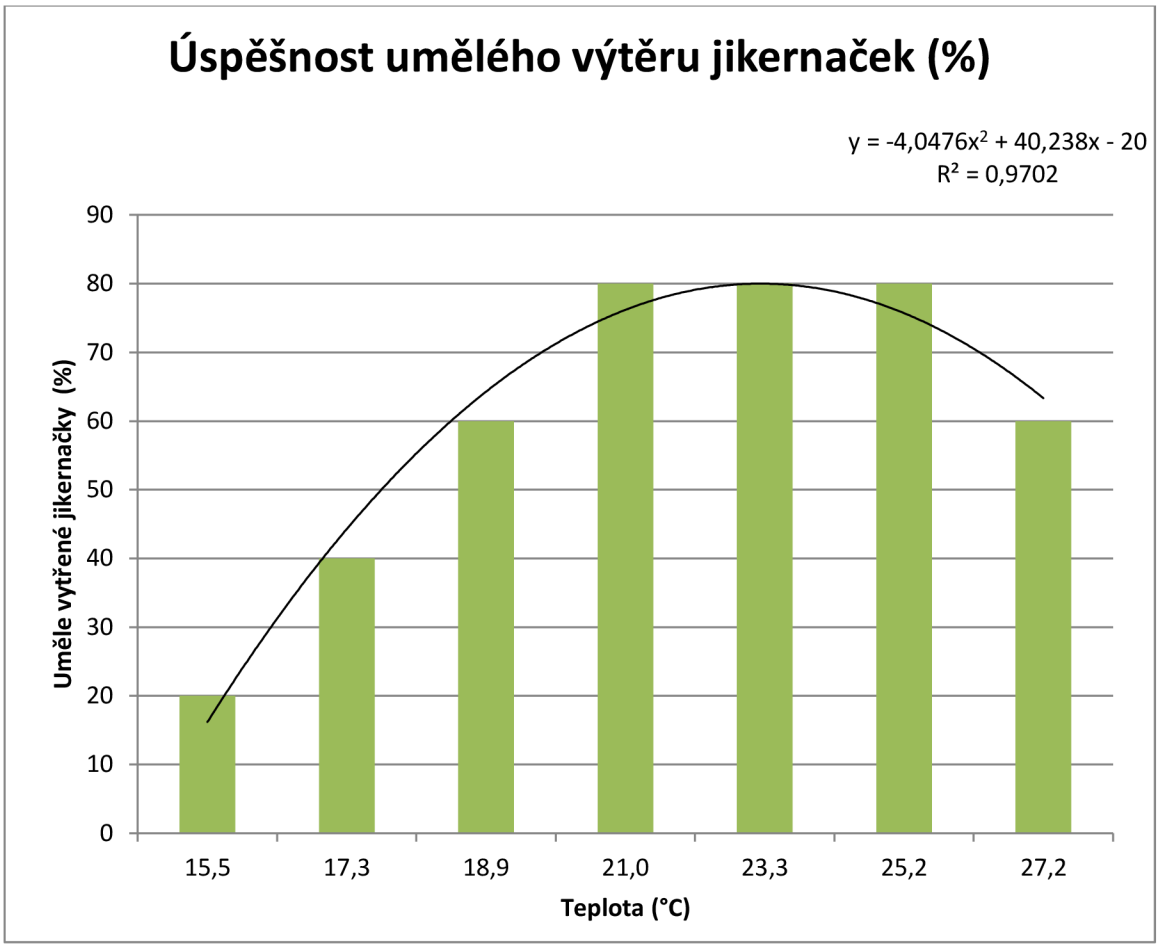
4 VÝSLEDKY

4.1 Jikry

Zbarvení jikry karase obecného je žlutohnědé až zelenohnědé. Při umělém výtěru se neuvolňovala (nebo ve velmi malém množství) ovariální tekutina. Byla zjištěna hmotnost jedné jikry 1,10 ± 0,07 mg. V jednom kilogramu jiker (čerstvě vytřených, neoplozených a nenabobtnalých jiker) se nachází 911 ± 51 tis. kusů jiker.

4.2 Podíl vytřených jikernaček z injikovaných

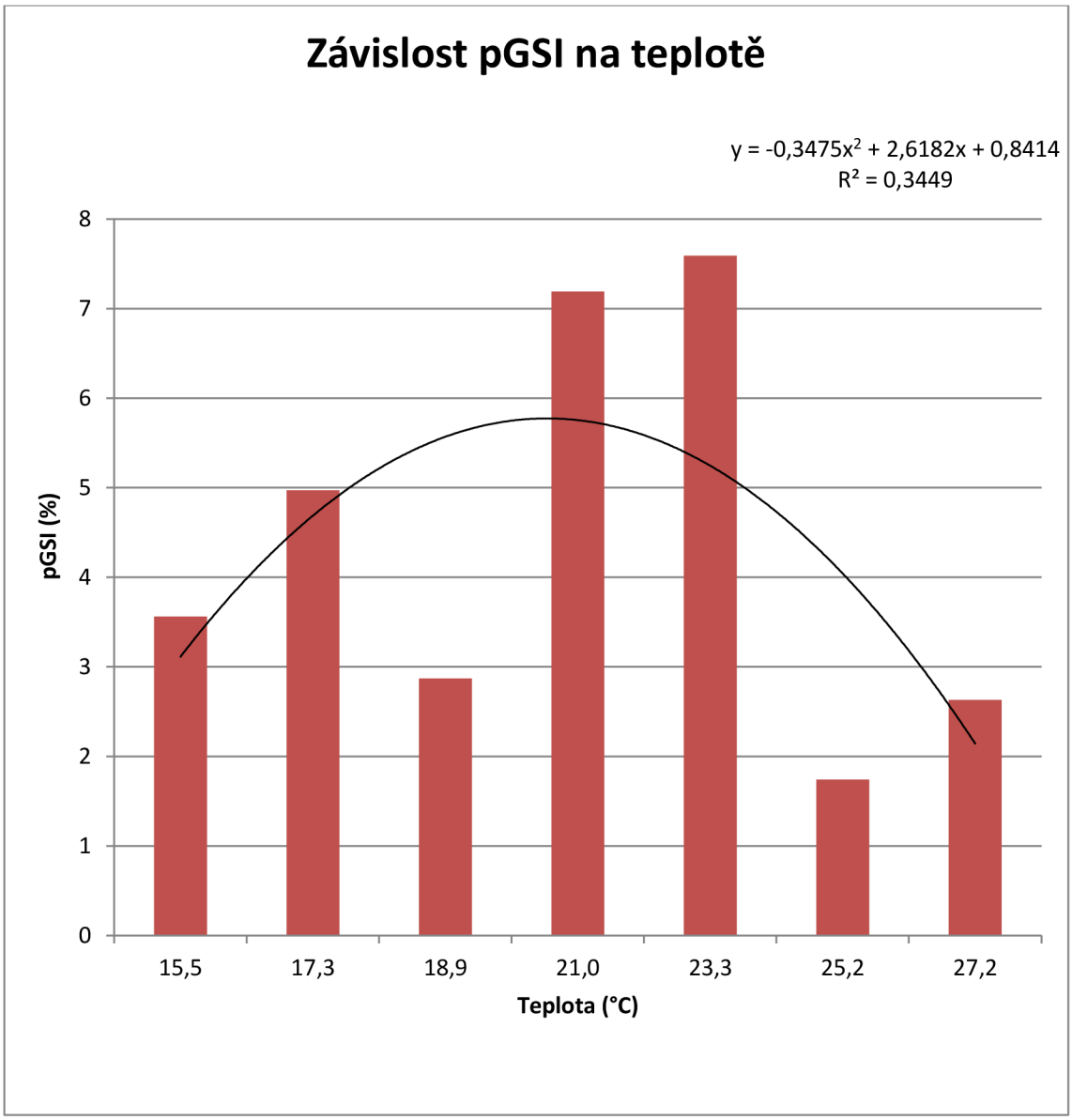
Byl vyhodnocený vliv teploty vody v průběhu intervalu latence (od injikace preparátu Ovopel do dosažení ovulace a provedení umělého výtěru) na % úspěšně vytřených jikernaček. Nejvyšší procentuální úspešnost (80 %) byla dosažena u teplot vody 21 °C až 25,2 °C (graf č. 3). S klesající teplotou vody postupně následně klesala úspěšnost umělého výtěru jikernaček až k teplotě 15,5 °C, kdy byla dosažena nejnižší úspěšnost umělého výtěru (20 %). Při této teplotě neovulující jikernačky vykazovaly zatvrdlou břišní partii a velmi špatné uvolňování jiker.



Graf 3. Úspěšnost umělého výtěru jikernaček (%).

4.3 Pseudogonadosomatický index

Jak je patrné z grafu č. 4, závislost průměrného pGSI (pseudogonadosomatického indexu = relativní hmotnosti vytřených jiker ve vztahu k hmotnosti jikernačky před výtěrem) na teplotě vody v období latence vykazovala značnou variabilitu. Nejvyšší průměrná hodnota pGSI byla zjištěna při teplotě 23,3 °C (7,59 ± 3,40 %) a při teplotě 21 °C (7,19 ± 1,00 %). Při nižších a překvapivě i při vyšších teplotách tento parametr klesá. Při teplotě 15,5 °C byl průměrný pGSI 3,56, při teplotě 27,2 °C byl průměrný pGSI 2,63 ± 1,12 %.



Graf 4. Závislost pGSI (%) na teplotě (°C).

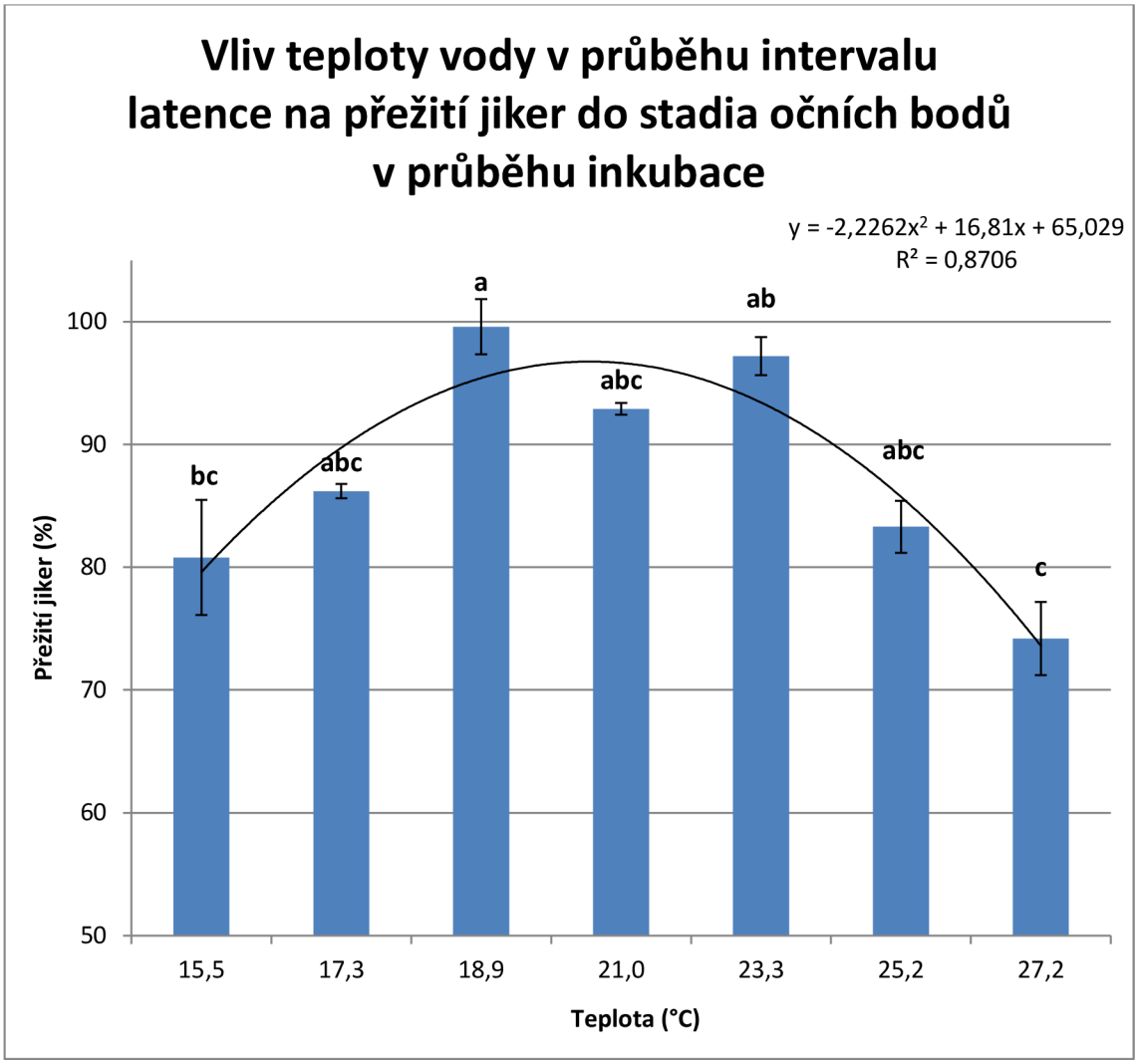
S využitím parametrického testování ANOVA a Tukey HSD nebyl zjištěn vliv teploty v období latence na pGSI.

4.4 Přežití jiker do stádia očních bodů

Graf č. 5 znázorňuje vliv teploty vody v průběhu intervalu latence na přežití jiker do stadia očních bodů v průběhu inkubace. Bylo dosaženo kvadratické závislosti, kdy krajní sledované teploty vykazovaly statisticky průkazně nižší oplozenost jiker. Při teplotě 15,5 °C byla zjištěna oplozenost 80,8 ± 2,98 % a při teplotě 27,2 °C byla zjištěna oplozenost 74,2 ± 2,12 %. Při umělém výtěru u této teploty bylo pozorováno velké

množství bílých jiker u všech vytřených jikernaček. Nejvyšší oplozenosti jiker bylo dosaženo při teplotě 18,9 °C 99,6 ± 0,59 % a při teplotě 23,3 °C 97,2 ± 0,49 %.

Pomocí Kruskal-Wallisova testu s vícenásobným porovnáním průměrného pořadí byly zjištěny statisticky významné rozdíly v přežití jiker do stadia očních bodů v závislosti na teplotě vody v období latence.



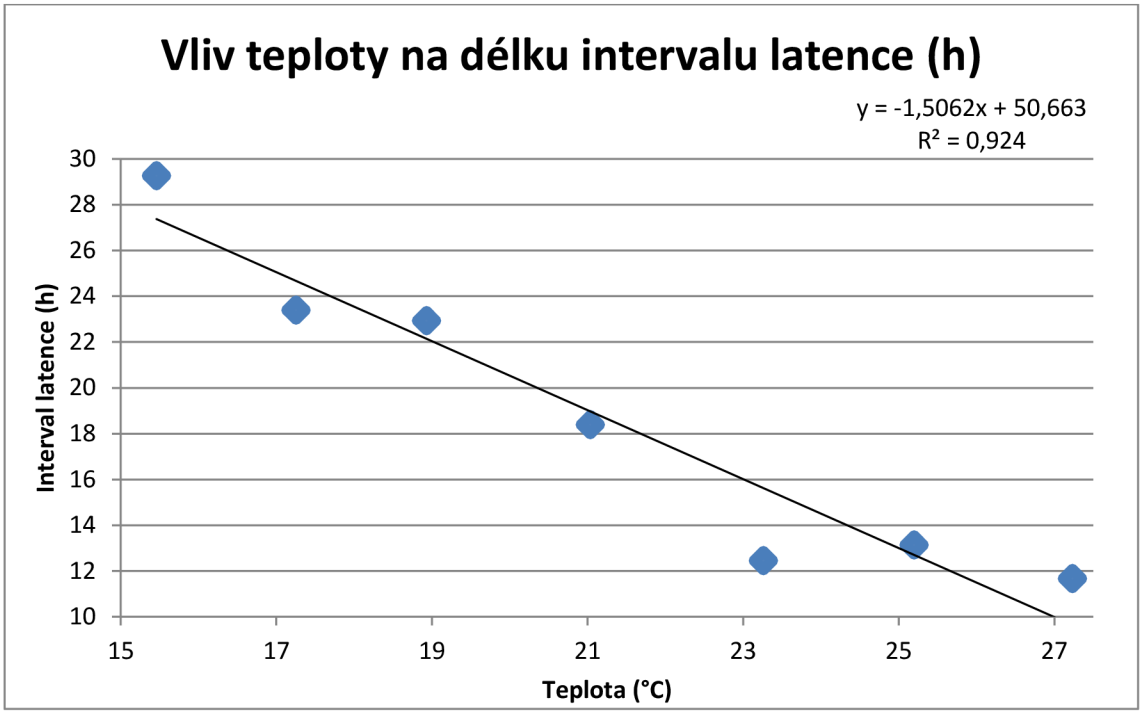
Graf 5. Vliv teploty vody v průběhu intervalu latence na přežití jiker do stadia očních bodů v průběhu inkubace.

Rozdílná písmena uvedená nad jednotlivými sloupci v grafu znamenají statisticky průkazné rozdíly mezi jednotlivými hodnotami.

4.5 Interval latence v h a v h°

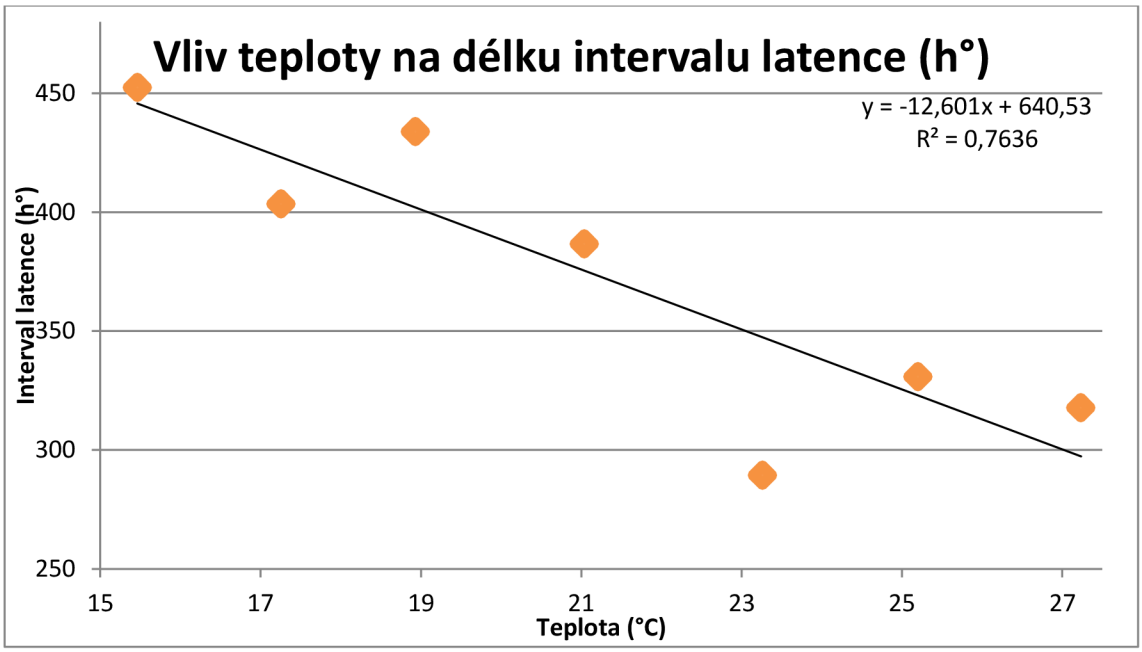
Byla zjištěna těsná kladná lineární závislost délky intervalu latence v hodinách na teplotě vody ve sledovaném rozpětí 15,5 – 27,2 °C (y = -1,5062 x + 50,663; R^2 = 0,924).

Graf č. 6 znázorňuje vliv teploty na délku latence v hodinách. Nejkratší časový interval byl zjištěn při teplotě 27,2 °C (11,7 hodiny), naopak nejdelší časový interval při teplotě 15,5 °C (29,3 hodiny).



Graf 6. Vliv teploty na délku intervalu latence (h).

Graf č. 7 udává vliv teploty na délku latence v hodinových stupních. U teploty 27,2 °C byl zjištěn interval latence v délce 317 ± 3 hodinových stupňů a u teploty 15,5 °C byla zjištěna délka intervalu latence na 452 hodinových stupňů. Průměrná hodnota intervalu latence byla stanovena na 373 hodinových stupňů ± 13 hodinových stupňů.



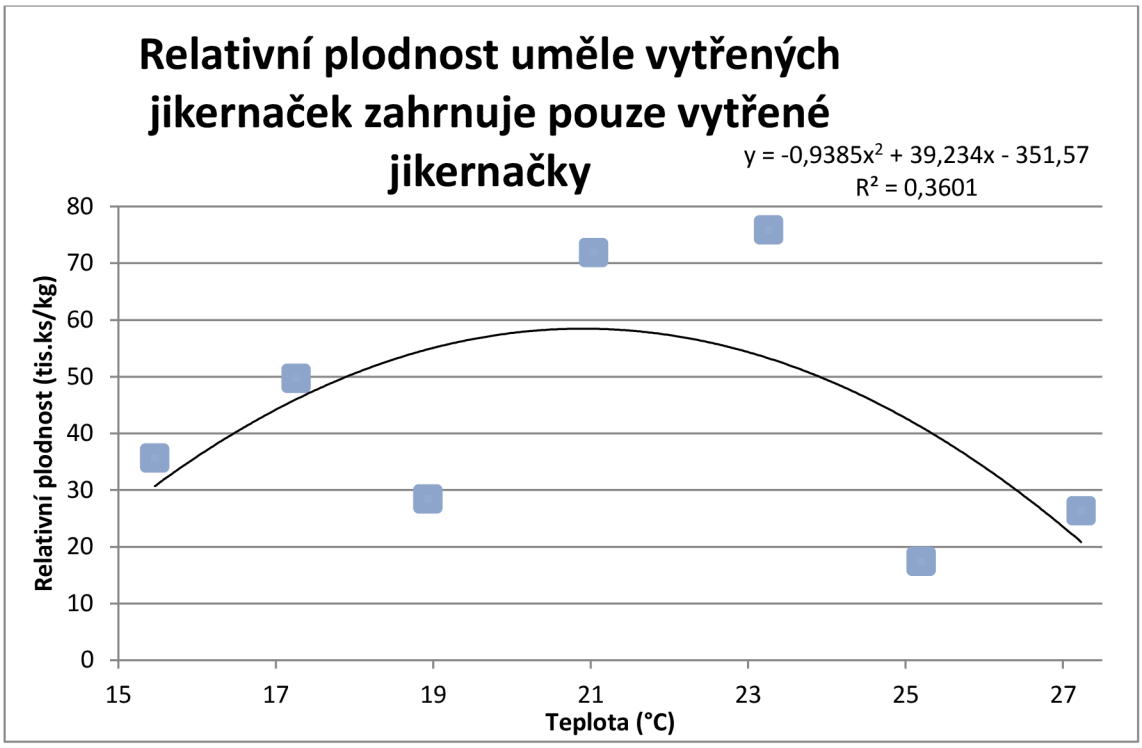
Graf 7. Vliv teploty na délku intervalu latence (h°).

4.6 Relativní plodnost jikernaček

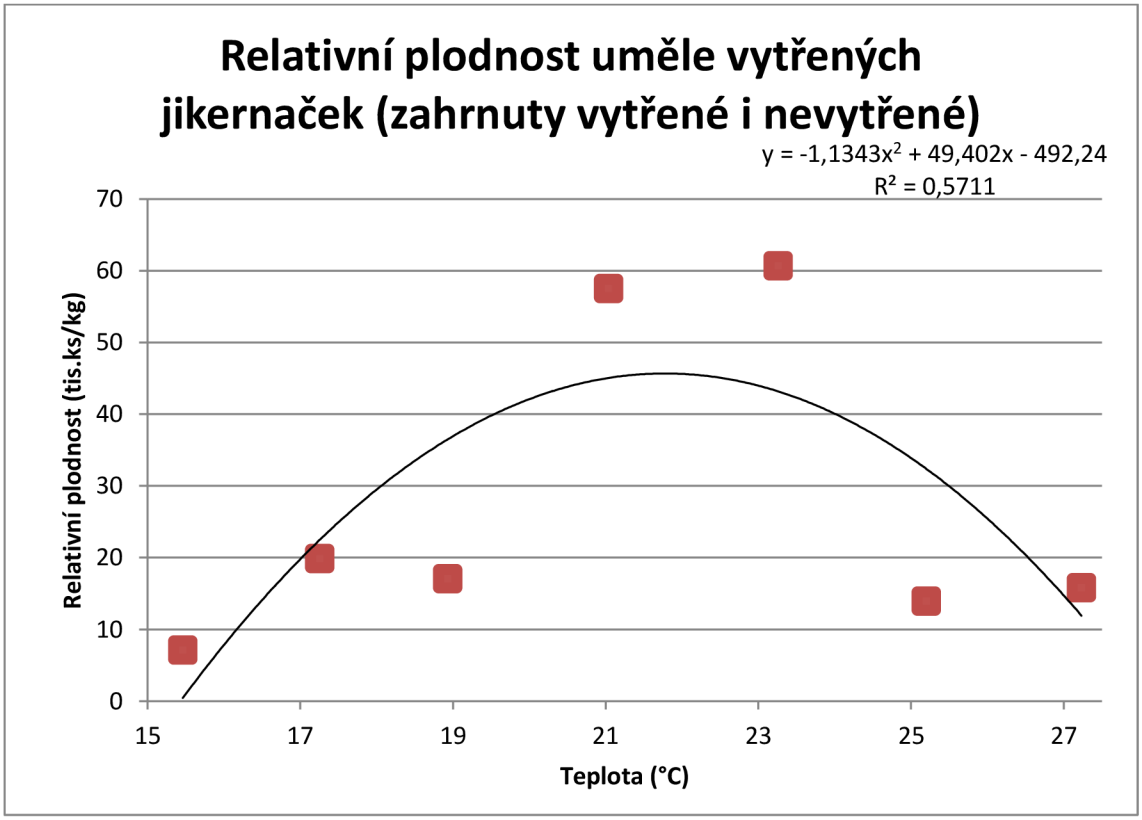
Průměrná relativní plodnost jikernaček vypočítaná ze všech vytřených ryb (o průměrné hmotnosti 339 ± 56 g) činí 45 709 ± 30 883 kusů jiker na 1 kg živé váhy jikernačky. Graf č. 8 představuje průměrnou relativní plodnost jikernaček přechovávaných v období latence při různých teplotách. Graf zahrnuje pouze hodnoty relativní plodnosti jikernaček, které byly úspěšně vytřeny (nikoliv nevytřených). Největší relativní plodnost byla zjištěna u teploty 21 °C a to 71 881 ± 9 962 kusů jiker na 1 kg živé váhy jikernačky a u teploty 23,3 °C a to 75 855 ± 34 009 kusů jiker na 1 kg živé váhy jikernačky.

Průměrná relativní plodnost jikernaček vypočítaná ze všech jikernaček v pokusu (tzn. vytřených i nevytřených) činí 27 426 ± 32 767 kusů jiker na 1 kg živé váhy jikernaček (o průměrné hmotnosti 329 ± 60 g). Graf č. 9 zobrazuje průměrnou relativní plodnost veškerých jikernaček (tzn. vytřených i nevytřených) dané teploty. Nejvyšší relativní plodnost byla zjištěna u teploty 23,3 °C, a to 60 684 kusů jiker na 1 kg živé váhy jikernačky. Nejnižší relativní plodnost byla zjištěna u teploty 15,5 °C, a to 7 125 kusů jiker na 1 kg živé váhy jikernačky.

Pomocí Kruskal-Wallisova testu s vícenásobným porovnáním průměrného pořadí nebyly zjištěny statisticky významné rozdíly relativní plodnosti vytřených jikernaček na teplotě vody v období latence.



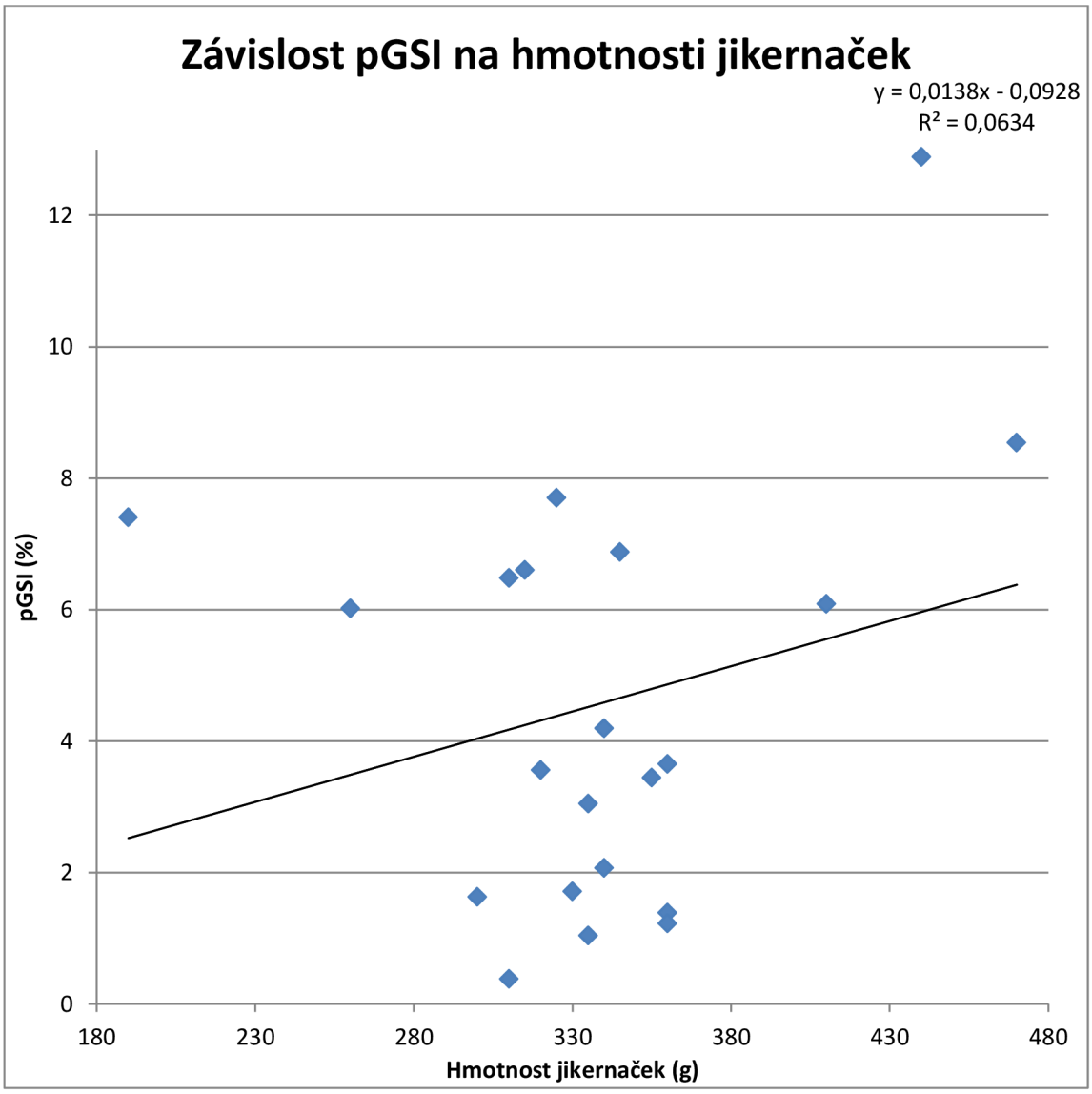
Graf 8. Relativní plodnost uměle vytřených jikernaček zahrnuje pouze vytřené jikernačky.



Graf 9. Relativní plodnost uměle vytřených jikernaček (zahrnuty vytřené i nevytřené).

4.7 Závislost pseudogonadosomatického indexu na hmotnost jikernaček

Průměrná hodnota pseudogonadosomatického indexu (pGSI) všech vytřených jikernaček dosáhl 4,57 ± 3,09 %. Graf č. 10 znázorňuje zjištěnou lineární závislost hmotnosti jikernačky na pGSI (pseudogonadosomický index). Nejvíce vetřelých jikernaček pocházelo z hmotnostní skupiny 300 až 360 gramů. U této skupiny pGSI dosahoval hodnot od 0,38 po 7,70 %. Vzhledem k poměrně vysokému rozdílu jikernaček střední hodnoty a pouze několika jedinců menší a větší kusové hmotnosti má zjištěná závislost jen orientační význam.

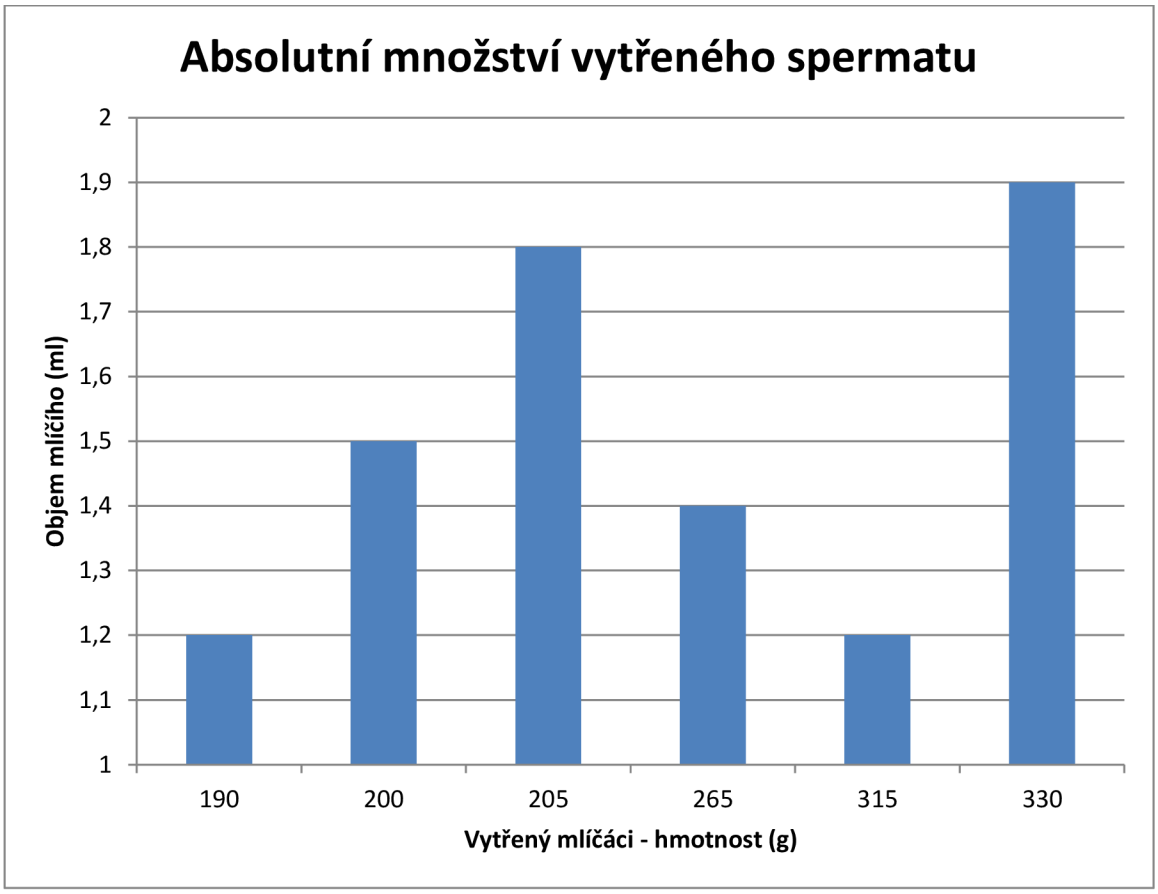


Graf 10. Závislost pGSI na hmotnosti jikernaček.

4.8 Umělý výtěr mlíčáků

Pokusy s umělou reprodukcí karase obecného nebyly zaměřeny na plodnost mlíčáků, proto jediným hodnoceným kvalitativním parametrem byl objem vytřeného spermatu.

Graf č. 11 představuje poměr objemu získaného mlíčí při výtěru mlíčáků (n = 6). Průměrně bylo získáno při výtěru 1,50 ± 0,27 ml mlíčí od jednoho mlíčáka (o průměrné hmotnosti 251 ± 56 g). Průměrně bylo odebráno 6,2 ± 1.6 ml spermatu na 1 kg hmotnosti mlíčáka.



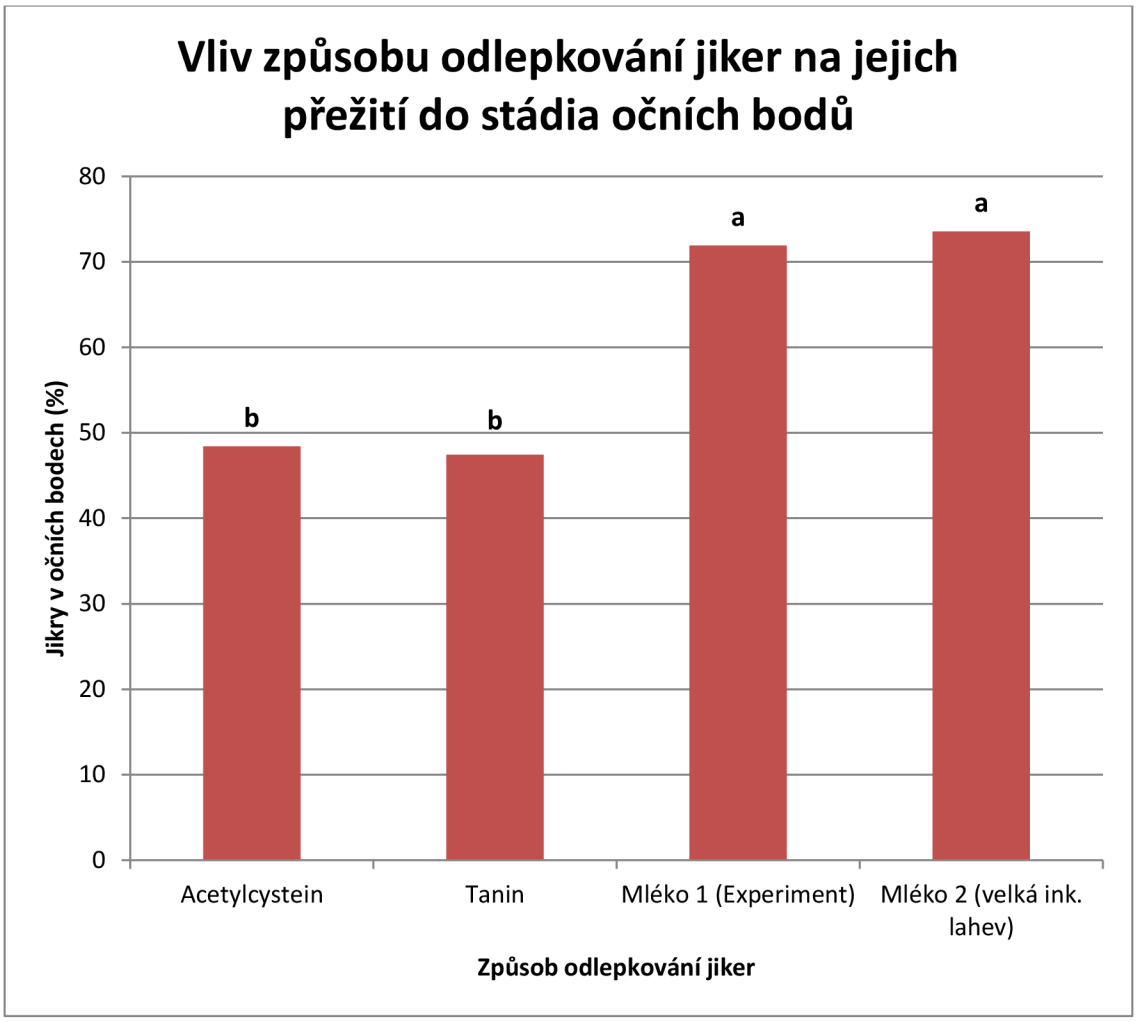
Graf 11. Absolutní množství vytřeného spermatu.

4.9 Odlepkování jiker

Graf č. 12 znázorňuje jikry přežilé do stádia očních bodů v procentech vůči způsobu odlepkování jiker. Nejlepší způsob odlepkování jiker dle výsledku bylo ředěné kravské mléko (v poměru 1 : 9 s líhňovou vodou, při délce odlepkování 1 hodiny). V grafu je označeno jako mléko 1 (experiment), přežití jiker ve stadiu očních bodů dosáhlo úrovně 71,91 ± 0,40 %. Při použití odlepkovacího přípravku acetylcystein (po oplození a aktivaci se jikry 10 minut ponechaly v klidu, poté byl přidán roztok acetylcysteinu v koncentraci 0,2 $g.l^{-1}$ po dobu 30 sekund a následně v koncentraci 0,4 $g.l^{-1}$, opět po dobu 30 sekund, následně byl roztok slit a znovu doplněn a obsah promícháván po dobu 4 minut). Při tomto postupu odlepkování bylo dosaženo 48,40 ± 8,64 % přežití jiker. Při použití dalšího odlepkovacího prostředku tanin byly jikry oplozeny, aktivovány a ponechány v klidu 10 minut v líhňové vodě. Poté byla přilita suspenze taninu v koncentraci 1 $g.l^{-1}$ a po uplynutí 30 sekund byla nahrazena (po slití) koncentrací 2 $g.l^{-1}$ po dobu dalších 30 sekund. Po následném slití byla suspenze znovu doplněna a jikry byly po dobu 4 minut promíchávány. Při použití tohoto postupu bylo dosaženo 47,42 ± 7,28 % přežití jiker ve stadiu očních bodů.

Odlepkování mlékem spočívalo v použití naředěného plnotučného mléka (3,5 % tuku, v poměru mléka s líhňovou vodou 1 : 9), při délce odlepkování 1 hodina. V grafu označeno jako mléko 2 (velká inkubační lahev). Zde bylo dosaženo výsledku 73,55 ± 7,22 % přežilých jiker v očních bodech.

Pomocí Kruskal-Wallisova testu s vícenásobným porovnáním průměrného pořadí byl prokázán statisticky významný rozdíl způsobu odlepkování jiker na dosažení jejich přežití do stádia očních bodů.



Graf 12. Vliv způsobu odlepkování jiker na jejich přežití do stádia očních bodů.

Rozdílná písmena uvedená nad jednotlivými sloupci v grafu znamenají statisticky průkazné rozdíly mezi jednotlivými hodnotami.

5 DISKUZE

5.1 Hormonálně indukovaná ovulace jikernaček a jejich umělý výtěr

Při umělé reprodukci kaprovitých ryb se využívá injikace jikernaček hormonálním přípravkem k synchronnímu dozrání oocytů. U nás se nejčastěji používá Ovopel (1 peleta na 1 kg hmotnosti jikernačky, u mlíčáků se snižuje o 10 – 50 %), kapří hypofýza (první injikace 24 h před výtěrem v dávce 0,5 mg na 1 kg generačních ryb, druhá injikace 12 h před výtěrem v dávce 3 mg na 1 kg generačních ryb) nebo Repro-Genol (1 kapsle na 10 kg generačních ryb)(Hartman a Regenda, 2014; Gela a kol., 2009) popřípadě jiné hormonální přípravky jako je Supergestran (účinná látka GnRHa je v koncentraci 25 $\mu g.ml^{-1}$, dávka 1 – 100 μg účinné látky na 1 kg hmotnosti ryby) nebo Dagin (dodáván v ampulce, která je určena pro 20 – 50 kg generačních ryb)(Kouřil a kol., 2020).

Kouřil a kol. (2020) uvádějí jako nejpřijatelnější hormonální látku pro injikaci karase Ovopel, Dagin, popřípadě kapří hypofýzu.

Targoňka a kol. (2012) ve svém experimentu s různými hormonálními přípravky při umělé reprodukci karase obecného uvádí nutnost injikace jikernaček hormonálními přípravky pro jejich úspěšnou umělou reprodukci. U jikernaček, které nebyly injikovány žádným přípravkem, nebyla pozorována ovulace jiker.

Targońská a kol. (2012) k otestování využila přípravky Ovopel, Ovaprim, kapří hypofýzu, lidský choriový gonadotropin (hCG), aktivní analog gonadoliberinu (LH RHA). Nejvyšší míru ovulujících jikernaček pozorovala u ryb injikovaných Ovopelem a Ovaprimem. Nejvyšší relativní plodnost zjistila u ryb injikovaných kapří hypofýzou, Ovaprimem a Ovopelem. Nejvyšší přežití jiker do stádia očních bodů bylo u jikernaček, které byly injikované lidským choriovým gonadotropinem (hCG) a Ovaprimem (Targońska a kol., 2012). V tabulce 5 jsou uvedeny výsledky Targońské a kol. (2012) z porovnávání různých hormonálních přípravků při umělé reprodukci u karase obecného.

Tabulka 5. Porovnání různých hormonálních přípravků při umělé reprodukci karase obecného (Targońská a kol., 2012).

Skupina	Kontrola	Ovopel	Lidský choriový gonadotropin (hCG)	Kapří hypofýza	Ovaprim	Superaktivní analog gonadoliberinu (LH-RHA)
Hmotnost jikernaček (g)	169 ± 21	170 ± 20	175 ± 19	169 ± 22	172 ± 23	171 ± 21
Ovulace (%)	0	90	50	70	90	50
Čas latence (h)	-	16	16 - 20	12 - 14	14 - 18	16 - 20
Relativní plodnost v počtu jiker na hmotnost jikernačky (g)	-	159 ± 8	90 ± 8	162 ± 11	160 ± 9	122 ± 8
Přežití do stádia očních bodů (%)	-	80,1 ± 3,6	92,4 ± 4,3	77,8 ± 4,3	90,1 ± 2,3	78,9 ± 3,2

Poznámka: Teplota vody byla 21 °C, v každé skupině bylo nasazeno 10 kusů generačních ryb (Targońská a kol., 2012).

5.2 Teplota vody

Dva hlavní faktory ovlivňující rozmnožování ryb a konečné zrání gamet jsou světlo a teplo. U světla se jedná o zkracování a prodlužování světelného intervalu v průběhu dne a u teploty o období stoupající nebo klesající teploty (Bromage a kol., 2001; Targońska a kol., 2010).

Targońska a kol. (2012) uvádí experiment, kde byly jikernačky karase obecného před výtěrem rozděleny do tří skupin dle teploty vody, a to 17 °C, 21 °C a 25 °C. U teploty 21 °C měly jikernačky při umělé reprodukci procentuální ovulaci na úrovni 80 %. Ostatní dvě skupiny měly procentuální ovulaci jikernaček velmi nízkou, a to při teplotě 17 °C 10 % a při teplotě 25 °C 20 %. Při teplotě 25 °C se u vylíhlých larev objevovaly s deformací těla v míře téměř 5 %. Převážně se vyskytovala skolióza a špatně vytvořená sítnice. Jikry od všech teplotních skupin byly inkubovány při teplotě vody 21 °C, deformace musela způsobit 25 °C teplota vody, ve které byly ryby umístěny před umělým výtěrem (Targońska a kol., 2012). Takto negativní účinky teploty vody v období latence na deformaci vylíhlých larev, jak uvádí Targońska a kol. (2012), nebyly u kaprovitých ryb zaznamenány, pouze v případech, kdy jikry byly

inkubovány v extrémních, subletálních teplotách vody (Kujawa a kol., 1997; Kupren a kol., 2008).

V tabulce 6 jsou uvedeny výsledky pokusů Targońské a kol. (2012), při kterých byly ryby rozděleny do třech teplotních skupin.

Tabulka 6. Vliv teploty před výtěrem jikernaček karase obecného na kvalitu a množství jiker (Targońska a kol., 2012).

Testované teploty	17 C	21 C	25 C
Hmotnost jikernaček (g)	172 ± 23	170 ± 23	175 ± 21
Ovulace (%)	10	80	20
Čas latence (h)	24	16	12
Relativní plodnost v počtu jiker na hmotnost jikernačky (g)	155 ± 4	159 ± 9	86 ± 5
Přežití do stádia očních bodů (%)	78,2 ± 3,2	87,5 ± 44	30,2 ± 2,7
Deformace larev (%)	0,2 ± 0,1	0,1 ± 0,1	4,6 ± 0,7

Targońska a kol. (2012) se zmiňuje, že pro výtěr karase obecného je nejideálnější teplota vody 21 °C, kdy bylo dosaženo nejvyšší ovulace jikernaček, nejvyššího přežití jiker do stádia očních bodů a nejméně deformací u vylíhnutých larev oproti teplotám 17 °C a 25 °C.

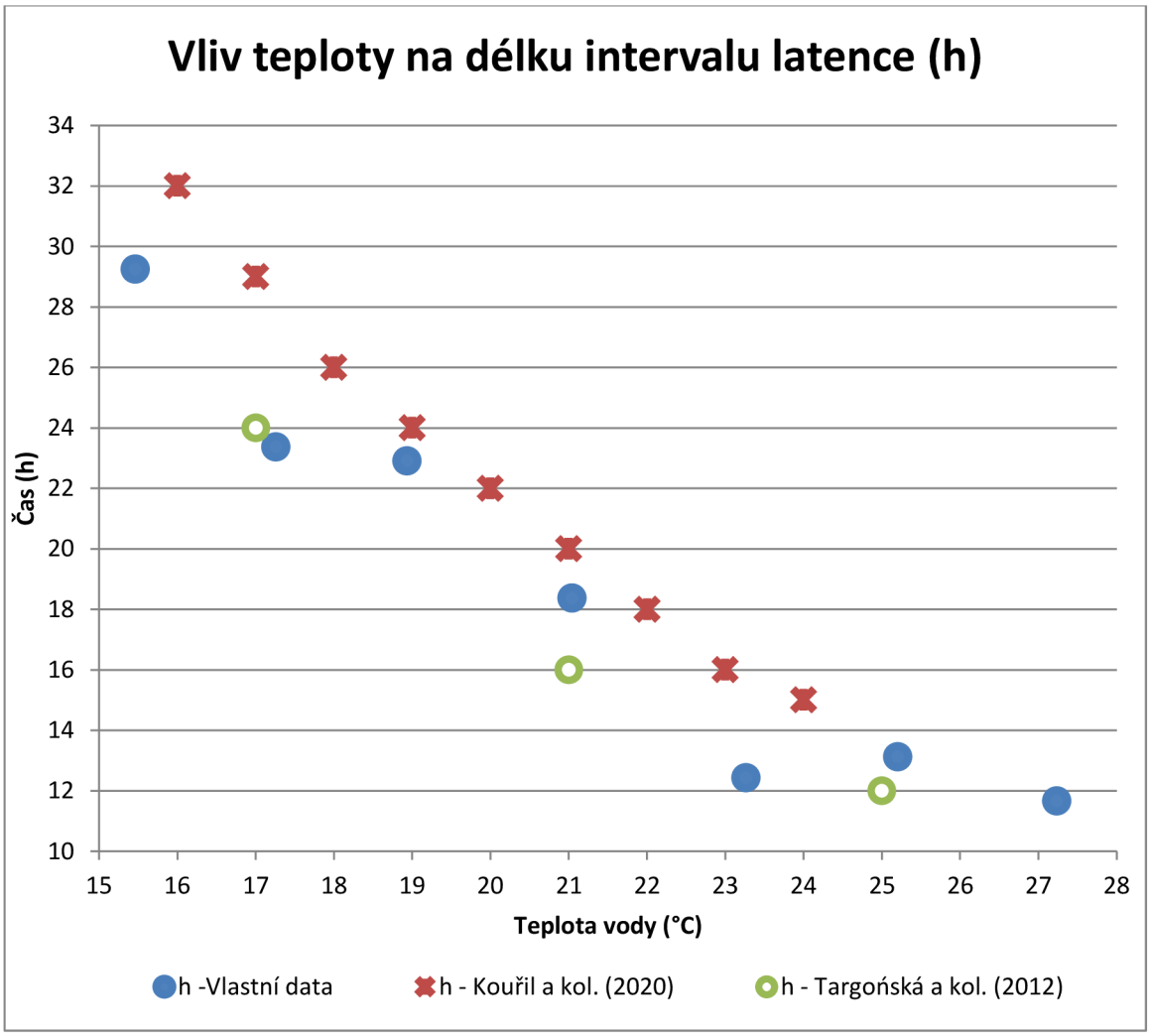
Kouřil a kol. (2020) stanovil lineární závislost délky intervalu latence na teplotě vody, při umělém výtěru karase obecného. Je patrná v tabulce 7, kdy při teplotě vody 16 – 24 °C trvá délka intervalu latence 32 – 14 hodin. Optimální rozpětí teploty pro přirozený výtěr a také pro umělou reprodukci je 18 – 22 °C. Při umělé reprodukci lze dosáhnout 70 – 90 % ovulace jikernaček (Kouřil a kol., 2020).

Tabulka 7. Závislost teploty vody na délku intervalu latence u jikernaček karase obecného (Kouřil a kol., 2020).

Teplota vody (°C)	16	17	18	19	20	21	22	23	24
Délka intervalu latence (h)	32	29	26	24	22	20	18	16	15

Graf č. 13 uvádí vlastní dosažené výsledky spolu s grafickým vyjádřením tabelárních údajů Kouřila a kol. (2020) a Targońské (2021). Možno konstatovat, že

průběh hodnot intervalu latence je u všech uvedených autorů podobný, trend je jednoznačný. Možno konstatovat, že vlastní výsledky potvrdily, resp. s ohledem na větší šíři teplotního rozsahu doplnily, stávající údaje jiných autorů. Hodnoty uváděné Kouřilem a kol. (2020) uvádí mírně delší dobu intervalu latence (zejména u nižších teplot vody). Naopak Targońska a kol. (2012) uvádějí mírně kratší intervaly letence, zejména u středních a nižších teplot. U teploty 25 °C jsou v podstatě identické s vlastními výsledky (dosaženými v rozpětí 23 – 27 °C). Zaznamenané nevelké rozdíly mohou souviset s různou připraveností generačních ryb k výtěru v jednotlivých pokusech či s případnými odchylkami ve fyziologii jednotlivých zkoumaných populací.



Graf 13. Vliv teploty na délku intervalu latence (h) – Vlastní data, Kouřil a kol. (2020), Tárgońska a kol. (2012).

6 ZÁVĚR

Hlavním cílem této bakalářské práce bylo nalézt optimální teplotní podmínky v průběhu intervalu latence a ověřit různé metody odlepkování jiker při umělém výtěru karase obecného.

Pro tento pokus byly tedy vybrány teploty vody v období latence jikernaček, a to: 15, 17, 19, 21, 23, 25 a 27 °C.

K odlepkování jiker bylo testováno: naředěné mléko v poměru 1 : 9 s vodou z líhně, kdy odlepkování trvá přibližně 1 hodinu. Acetylcystein v koncentraci 0,2 $g.l^{-1}$ po dobu 30 sekund a následně v koncentraci 0,4 $g.l^{-1}$ po dobu 30 sekund a následně po dobu 4 minut. Tanin v koncentraci 1 $g.l^{-1}$ po dobu 30 sekund a následně v koncentraci 2 $g.l^{-1}$ po dobu 30 sekund a následně po dobu 4 minut.

Výsledky pokusů jsou shrnuty v několika následujících bodech:

- Jako nejvhodnější teplota v průběhu intervalu latence, s ohledem na co nejvyšší podíl vytřených jikernaček (80 %) se ukázala 21 °C až 25,2 °C. Při klesající teplotě se úspěšnost výtěru snižovala.
- Nejvyšší hodnoty pseudogonadosomatického indexu bylo dosaženo při teplotách 21 °C (pGSI 7,19 %) a 23,3 °C (pGSI 7,59 %).
- Nejvyšších hodnot přežití jiker do stadia očních bodů bylo dosaženo při teplotách vody v průběhu intervalu latence 18,9 °C (99,6 %), 21 °C (92,9 %) a 23,3 °C (97,2 %). U nižších a vyšších teplot bylo přežití jiker do stádia očních bodů nižší.
- Byla stanovena kladná lineární závislost délky intervalu latence v hodinách ($y = -1{,}5062x + 50{,}663$, $R^2 = 0{,}924$) a v hodinových stupních ($y = 12{,}601x + 640{,}53$, $R^2 = 0{,}7636$) na celém sledovaném teplotním rozpětí.
- Nejvyšší relativní plodnost jikernaček byla pozorována při teplotě 21 °C (71,8 tis. $jiker.kg^{-1}$) a 23,3 °C (75,8 tis. $jiker.kg^{-1}$). Se stoupající a klesající teplotou relativní plodnost klesala. Průměrná hodnota u všech vytřených jikernaček činí 43,6 ± 21,2 tis $jiker.kg^{-1}$.
- Při umělém výtěru hormonálně nestimulovaných mlíčáků bylo zjištěno absolutní množství (1,5 ± 0,27 ml) a relativní množství (6,2 ± 1,6 ml spermatu na 1 kg hmotnosti mlíčáka) jednorázově vytřeného spermatu.

- Jako nejlepší způsob odlepkování jiker se ukázalo naředěné mléko s líhňovou vodou v poměru 1 : 9, jejich přežití do stádia očních bodů dosahovalo 71,9 ± 7,3 %. Při odlepkování jiker za použití acetylcysteinu (48,4 ± 8,6 %) a taninu (47,5 ± 0,4 %) bylo dosaženo nižší přežití jiker do očních bodů.
- K inkubaci jiker se osvědčily klasické Zugské inkubační lahve, ale také jejich experimentální zmenšenina o objemu 0,45 litru. Miniaturní Zugské lahve jsou vhodné pro experimentální účely, pro inkubaci malých porcí jiker nebo např. pro inkubaci různých genetických skupin apod.

7 SEZNAM POUŽITÉ LITERATURY

Baruš, V., Oliva, O., a kol. 1995. Mihulovci (Petromyzontes) a ryby (Osteichthyes)(2). ACADEMIA. Praha, s. 215-221.

Berg, L., S., 1948-1949. Ryby presnych vod SSSR i sopredeľnych stran. Izd. AN SSSR, Moskva,

Blažka, P., 1957. Jak ryby dýchají. Vesmír, 36, s. 16-17.

Bromage, N., Porter, M., Randall, C., 2001. The environmental regulation of maturation in farmed finfish with special reference to the role of photoperiod and melatonin. Aquaculture č. 197, s. 63–98.

Černý, K., 1971. Growth and mortality of crucian carp, *Carassius carasiius* (L.) morpha humilis Heckel, 1840, in the natural pond Mansfeldova in the Central Elbe basin. Vět. čs. Společ. Zool., s. 251-260.

Čigarž, J., 1958. Zametki po sistematike karasja (*Carassius carassius* (L.) m. humilis Heckel, 1840). Vorp. Ichtiol., s. 136-141.

Čihař, J., 1957. Potravní biologie karasa obecného (*C.carassius* (L) m. *humilis* Heckel). Věst. Čs. Společ. Zool., 21, s. 311-325.

Čihař, J., 2001. Ryby sladkých vod. AVENTINUM, Praha, s. 132-133.

Dyk, V., 1956. Základy našeho rybářství. Státní zemědělské nakladatelství, Praha.

Endo, T., Ogihima, K., Tanaka, H., Oshima, S., 1972. Studies on the anaesthetic effect of eugenol in some fresh water fishes. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish 38, s. 761-767.

Flajšhans, M., Hulák, M., Kašpar, V., Rodina, M., Kocour, M., Gela, D., 2009. Metodika uchování genetických zdroů ryb v živé genové bance. Edice Metodik, FROV JU, Vodňany, č 91, 35 s.

Flajšhans, M., Kocour, M., Ráb, P., hulák, M., Šlechta, V., Linhart, O., 2008. Genetika a šlechtění ryb. VÚRH JU, Vodňany, 232 s.

Gela, D., Kocour, M., Rodina, M., Flajšhans, M., Beránková, P., Linhart, O., 2009. Technologie řízené reprodukce kapra obecného (*Cyprinus cyrpio* L.). Edice Metodik (technologická řada), FROV JU, Vodňany, č. 99, s. 8-24.

Gela, D., Linhart, O., Flajšhans, M., Rodina, M., 2003. Egg incubation time and hatching success in tench (*Tinca tinca* L.) related to the procedure of egg stickiness elimination. Journal of Appl. Ichtyol., 19, s. 132-133.

Halačka, K., Lusková, V., Lusk, S., 2003. Carassius" gibelio" in fish communities of the Czech Republic. Ecohydrol Hydrobiol, č. 133-138.

Hartman, P., Regenda, J., 2014. Praktika v rybníkářství. Jihočeská univerzita v Českých Budějovicích, Fakulta rybářství a ochrany vod, Vodňany, s. 101-109.

Heckel, J., J., 1840. Ichthyologische Beiträge zu den Familien Cottoide, Scorphaenoiden, Gobioden und Cyprinoiden. Ann. Wien. Mus. Nat., č. 143-164.

Hochman, L., Jirásek, J., 1958. Příspěvek k současnému zarybnění řeky Dyje. Sb. VŠZL Brno, ř. A, 1958, s. 246-265.

Holčík, J., Bastl, I., 1973, Ichtyocenózy dvuch dunajských ramien so zretelom na zmeny v ich druhovom zložení a hustote ve vztahu ku kolísaniu hladiny v hlavním toku. Biol. práce SAV, Bratislava. 107 s.

Horváth, L., Szabó, T., Burke, J., 1997. Hatchery testing of GnRH analogue containing pellets on ovulation in four cyprinid species. Polish Archives of Hydrobiology.

Horváth, L., Tamás, G., Seagrave, Ch., 1992. Carp and pond fish culture. Fishing New Books. Blackwell Scientific Publications Ltd. Oxford, UK, 154 s.

Keene, J. L., Noakes, D.L.G., Moccia, R.D., Soto C.G., 1998. The efficacy of clove oil as an anaesthetic for rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). Aquac. Res., 29 (2), č. 89-101.

Kolářová, J., Velíšek, J., Nepejchalová, L., Svobodová, Z., Kouřil, J., Hamáčková, J., Máchová, J., Piačková, V., Hajšlová, J., Holadová, K., Kocourek, V., Klimánková, E., Modrá, H., Dobšíková, R., Groch, L., Novotný, L., 2012. Anestetika pro ryby (aktualizované vydání z roku 2007). Edice Metodik, FROV JU, Vodňany, č. 77, 25 s.

Kolářová, J., Velíšk, J., Nepejchalová, L., Svoboda, Z., Kouřil, J., Hamáčková, J., Máchová, J., Piačková, V., Hajšlová, J., Holadová, K., Kocourek, V., Klimánková, E., Modrá, H., Dobšíková, R., Groch, L., Novotný, L., 2007. Anestetika pro ryby. Edice Metodik, VÚRH JU Vodňany, č. 77, 19 s.

Kouřil, J., Hájek, J., Barth, T., 2006. Indukovaná ovulace a umělý výtěr jikernaček parmy říční (*Barbus barbus*) při použití různých dávek analogu GnRH. In: Vykusová, B. (ed.): IX. Česká ichtyologická konference, VÚRH JU Vodňany, s. 63-65.

Kouřil, J., Hamáčková, J., 1998. Použití Jodisolu k prevenci mykóz jiker kaprovitých a některých dalších druhů ryb. Edice Metodik, VÚRH JU Vodňany, č. 55, 3 s.

Kouřil, J., Podhorec, P., Stejskal, V., Policar, T., Křišťan, J., Drozd, B., 2011. Optimalizace metod hormonálně indukované ovulace při řízené reprodukci vybraných hospodářsky významných teplomilných druhů ryb. Edice metodik, VÚRH JU Vodňany, č. 120.

Kouřil, J., Policar, T., Podhorec, P., Stejskal, V., 2020. Hormonální stimulace vybraných druhů ryb k umělému a poloumělému výtěru. Edice Metodik, FROV JU Vodňany, č. 176, s. 12-37.

Krupauer, L. A., 1957. Hospodářské vlastnosti karase obecného a jejich využití. Živoč. výroba, s. 405-410.

Krupauer, V., Kubů, F., 1985. Kapr obecný. Český rybářský svaz, s. 96-100.

Kujawa, R., Kucharczyk, D., Mamcarz, A., 1997. Effect of temperature on embryonic development of asp (*Aspius aspius* L.). Pol. Arch. Hydrobiol. č. 44, s. 139–143.

Kupren, K., Mamcarz, A., Kucharczyk, D., Prusińska, M., Krejszeff, S., 2008. Influence of water temperature on eggs incubation time and embryonic development of fish from genus *Leuciscus*. Pol. J. Nat. Sci. č. 23, s. 461–481.

Libosvárský, J., 1963. Zum Geschlechtsverhältnis bei der Karausche Carassius carassius (L.). Zoll. Anz., Jena, s. 191-197.

Liltved, H., 2003 Dezinfekce vod v akvakultuře. Edice metodik, VÚRH JU Vodňany, č. 71, s. 1-12.

Linhart, O., 2004. Učební text, Řízená reprodukce ryb, ZF/VÚRH JU.

Linhart, O., Gela, D., Flajšhans, M., Rodina, M., 2000 Umělý výtěr lína obecného s využitím enzymu při odlepkování jiker. Edice Metodik, VÚRH JU Vodňany, č. 63, 1-14 s.

Linhart, O., Rodina, M., Gela, D., Kocour, M., Rodriguez, M., 2003. Improvement of common carp artificial reproduction using enzym for elimination of egg stickiness, Aquatic Living Resource, s. 450-456.

Linnaeus, C., 1758. Systema naturea per regna tria naturae, secundum classea, ordines, genera,species, cum characteribus, differentiis,synonymis,locis. Tomus I,Ed. Decima reformata. L. Salvii, Holmiae.

Lusk, S., 1981. Development of the fish population on the Mušov reservoir in the first year after filling. Folia Zool. Brno, s. 249-261.

Lusk, S., Lusková, V., 2008. Karas obecný *Carassius carassius* Linnaeus, 1758 v minulosti obecně rozšířený a v současnosti ohrožený druh v České republice. Biodiverzita Ichtyofauny České republiky (VII). Ústav biologie obratlovců AV ČR, Brno.

Lusk, S., Luskova, V., Halacka, K., 1998. The status of tench (*Tinca tinca* (L.)) in aquatic habitats of the floodplain along the lower reaches of the River Dyje (Czech Republic). Polskie Archiwum Hydrobiologii/Polish Archives of Hydrobiology, s. 407-414.

Lusková, V., Halačka, K., Vetešník, L., Lusk, S., 2002. Goldfish *Carassius auratus* in fish communities inhabiting the lower reaches of the River Dyje. Biodiversity of Fishes in the Czech Republic, č. 127-132.

Lusková, V., Lusk, S., Halačka, K., Vetešník, L., 2010. *Carassius auratus gibelio* — The most successful invasive fish in waters of the Czech Republic. Russian Journal of Biological Invasions, 1(3), č. 176-180.

Nagababu, E., Lakshmaiah, N., 1992. Inhibitory effect of eugenol on no enzymatic lipid per oxidation in rat liver mitochondria. J. Biochem. Pharmacol. 43, s. 2393-2400.

Oliva, O., 1955. Složení rybích populací a množství biomasy ryb ve třech polabských tůních. Univ. Carolina, Biologica, s. 61-74.

Papoušek, I., Vetešník, L., Halačka, K., Lusková, V., Humpl, M., Mendel, J., 2008. Identification of natural hybrids of gibel carp *Carassius auratus gibelio* (Bloch) and crucian carp *Carassius carassius* (L.) from lower Dyje River floodplain (Czech Republic). Journal of Fish Biology 72, č. 1230-1235.

Ross, L.G., Ross, B., 1999. Anaesthetic and Sedative techniques for aquatic animals. Institute of aquaculture University of Stirling, s. 58-155.

Schäperclaus, W., Lukowicz, M., 1998. Lehrbuch derbTeichwirtschaft. (4. Cneubearbeitet Auflage). Parey Buchverlag, Berlin, Germany, 590 s.

Soto, C. G., Burhanuddin, S., 1995. Clove oil as a fish anaesthetic for measuring length and weight of rabbit fish (*Siganus lineatus*). Aquaculture,136(1-2), s. 149-152.

StatSoft, Inc., 2023. STATISTICA (data analysis software systém), version 12. www.statsoft.com

Šmejkal, M. 2023. Osobní sdělení.

Šmejkal, M., Kalous, L., Velenský, P., 2021. Zachraň karase obecného! [online]. Praha [cit. 2023-04-11]. Dostupné na WWW: https://zachrankarase.cz/ .

Štěch, L., 2007. KOI - barevní japonští kapři. Alcedor, s.r.o. Zliv, s. 243-248.

Targońska, K., Kucharczyk, D., Kujawa, R., Mamcarz, A., Żarski, D., 2010. Controlled reproduction of asp, *Aspius aspius* (L.) using luteinizing hormone releasing hormone (LHRH) analogues with dopamine inhibitors. Aquaculture č. 306, s. 407–410.

Targónská, K., Żarski, D., Müller, T., Krejszeff, S., Kozłowski, K., Demény, F., Urbányi, B., Kucharczyk, D., 2012. Controlled reproduction of the crucian carp *Carassius carassius* (L.) combining temperature and hormonal treatment in spawners. J. Appl. Ichthyol. č. 28, s. 894-899.

Taylor, P.W., Roberts, S.D., 1999. Clove oil: An alternative anesthetic for aquaculture. Nort. Am. J. Aquacul. 61, s., 150-155.

Woody, R. G., Nelson, J., Ramstad, K., 2002. Clove oil as an anaesthetic for adult sockeye salmon: field trials. J. Fis. Biol., 60(2), s. 340-347.

Wouters, J., Janson, S., Lusková, V., Olsén, K. H., 2012. Molecular identification of hybrids of the invasive gibel carp *Carassius auratus gibelio* and crucian carp *Carassius carassius* in Swedish waters. Journal of fish biology, č. 2595-2604.

8 TABULKOVÁ PŘÍLOHA

Tabulka 8. Souhrn výsledků umělého výtěru karase při různých teplotách (průměr ± s).

	Teplota vody (°C)						
	15,4 ± 0,2	**17,2 ± 0,2**	**18,9 ± 0,2**	**21 ± 0,2**	**23,2 ± 0,1**	**25,2 ± 0,3**	**27,2 ± 0,2**
Počet kusů jikernaček (n)	5	5	5	5	5	5	5
Hmotnost jikernaček (g)	331 ± 45	355 ± 42	354 ± 40	340 ± 70	314 ± 84	309 ± 65	302 ± 34
Úspěšnost výtěru (%)	20	40	60	80	80	80	60
Délka latence (h)	29,3	23,4 ± 0,1	22,9 ± 1,8	18,4 ± 0,9	12,4 ± 0,2	13,1 ± 1,1	11,7 ± 0,1
Délka latence (h°)	452	403 ± 2	434 ± 35	387 ± 18	289 ± 5	331 ± 28	318 ± 3
Pseudogonadosomatický index – pGSI (%)	3,56	4,97 ± 1,92	2,87 ± 2,30	7,19 ± 1,00	7,59 ± 3,40	1,74 ± 1,20	2,63 ± 1,12
Relativní plodnost pouze vytřených jikernaček (tis.ks.kg^{-1})	35,62	49,65 ± 19,15	28,42 ± 23,03	71,88 ± 9,96	75,85 ± 34,01	17,43 ± 12,00	26,33 ± 11,20
Relativní plodnost všech jikernaček v pokusu (tis.ks.kg^{-1})	7,1 ± 14,3	19,9 ± 27,2	17,0 ± 22,6	57,5 ± 30,1	60,7 ± 43,0	13,9 ± 12,8	15,8 ± 15,6
Přežití jiker do očních bodů (%)	80,8 ± 4,7	86,2 ± 0,6	99,6 ± 2,2	92,9 ± 0,5	97,2 ± 1,6	83,3 ± 2,1	74,2 ± 3,0
Absolutní objem vytřeného spermatu od uměle vytřených mlíčáků (ml)				1,5 ± 0,27			

Poznámka: Počet vytřených mlíčáků n = 6.

Tabulka 9. Přežití jiker do stadia očních bodů při použití různých přípravků k odlepkování jiker (průměr ± s).

Přípravek použitý k odlepkování jiker	Přežití jiker do očních bodů (%)
Tanin	47,4 ± 0,4
Acetylcystein	48,4 ± 8,6
Mléko 1 (Experiment)	71,9 ± 7,3
Mléko 2 (velká inkubační lahev)	73,6 ± 7,2

Poznámka: Počet opakování u prvních třech variant n = 3, u posledně uvedené varianty bez opakování.

9 ABSTRAKT

Práce stručně shrnuje dostupné informace z oblasti biologie karase obecného. Experimentální část obsahuje jednak sledování vlivu teploty vody v období latence na úspěšnost umělého výtěru jikernaček, na přežití jiker do stádia očních bodů, na délku intervalu latence, na relativní plodnost jikernaček a na pGSI, a dále vliv způsobu odlepkování jiker na jejich přežití do stádia očních bodů. Pro testování vlivu teploty v průběhu intervalu latence byly jikernačky (o průměrné hmotnosti 329 ± 60 g) rozděleny do 7 skupin (n = 5). Jednotlivé skupiny jikernaček byly umístěny do samostatných nádrží s průměrnými teplotami vody 15,4; 17,2; 18,9; 21, 23,2; 25,2 a 27,2 °C. Jikernačky i mlíčáci byli injikováni hormonálním přípravkem Ovopel (1 peleta na 1 kg ryb). Před injikací a umělým výtěrem ovulovaných jikernaček byly generační ryby anestezovány hřebíčkovým olejem (0,03 $ml.l^{-1}$). Jednotlivé skupiny jikernaček byly uměle vytřeny, jikry osemeněny směsí spermatu od tří mlíčáků, aktivovány vodou z líhně a odlepkovány kravským mlékem ředěným vodou (1 : 9). Inkubace jiker probíhala v malých experimentálních Zugských lahvích (o objemu 0,45 l), při průměrné teplotě 21 °C. Nejvyšší počet ovulovaných a uměle vytřených jikernaček byl zjištěn při teplotách 21 – 25,2 °C (80 %). Při nižších a vyšších teplotách byla úspěšnost výtěru nižší. Byla zjištěna těsná kladná lineární závislost délky intervalu latence (v h) na teplotě vody ve sledovaném rozpětí 15,5 – 27,2 °C ($y = -1,5062 x + 50,663$; $R^2 = 0,924$). Délka intervalu latence při teplotách 21 a 23,2 °C dosáhla 18,4 ± 0,9 h a 12,4 ± 0,2 h, resp. 387 ± 18 h° a 289 ± 5 h°. Jikry mají žlutohnědé až zelenohnědé zbarvení, průměrná hmotnost jedné nenabobtnalé jikry je 1,10 ± 0,07 mg (což odpovídá 911 ± 51 tis. ks jiker v 1 kg jiker). Ve styku s vodou jsou jikry silně lepivé. Nejvyšší hodnoty relativní pracovní plodnosti bylo dosaženo při teplotách 21 a 23,2 °C (71,9 ± 10 a 75,9 ± 34 tis. ks jiker na 1 kg jikernaček). Průměrná výše přežití jiker do očních bodů, původem od uměle vytřených jikernaček přechovávaných v průběhu intervalu latence při teplotách 18,9 – 23,2 °C, se pohybovala v rozpětí 92,9 ± 0,5 % až 99,6 ± 2,2 %, při teplotách 17,2 °C a 27,2 °C byla nižší (86,2 ± 0,6 %, resp. 74,2 ± 3,0 %), rozdíly mezi skupinami byly statisticky průkazné. Při hodnocení vlivu odlepkovacích přípravků na přežití jiker do očních bodů bylo nejvyšší přežití dosaženo při použití mléka (71,9 ± 7,3 %). Statisticky průkazně nižší přežití bylo zjištěno u přípravků tanin (47,4 ± 0,4 %) a acetylcystein (48,4 ± 8,6 %). Dosažené výsledky mohou být využity při umělém výtěru karase obecného v rámci záchranných chovů.

Klíčová slova: karas obecný, odlepkování jiker, přežití, plodnost, umělý výtěr

10 ABSTRACT

The thesis briefly summarizes the available information in the field of crucian carp biology. The experimental part includes, firstly, monitoring the effect of water temperature during the latency period in reproductive females affects the success of artificial spawning, the survival of eggs to the eyespot stage, the length of the latency interval in hours and in clock degrees, the relative fecundity of reproductive females and the pGSI. In the second part of the experiment, secondly, the effect of the method of unstickness eggs on the survival of eggs to the eyespot stage. To test the effect of temperature during the latency interval, the females (mean weight 329 ± 60 g) were divided into 7 groups (n = 5). The individual groups of reproductive females were placed in separate tanks with average water temperatures of 15.4, 17.2, 18.9, 21, 23.2, 25.2 and 27.2 °C. Females and males were injected with the hormone Ovopel (1 pellet per 1 kg of fish). Before injection and artificial spawning, the reproductive fish were anaesthetized with clove oil (0.03 $ml.l^{-1}$). The each group of females were artificially spawned, the eggs were seeded with a mixture of sperm from three males, activated with hatchery water and unsticked with cow's milk diluted with water (1:9). Incubation of eggs was carried out in small experimental Zug bottles (0.45 l) at an average temperature of 21 °C. The highest number of ovulated and artificially spawned females was found at temperatures of 21 – 25 °C (80 %). At lower and higher temperatures the success of spawning was lower. A close positive linear dependence of the latency interval length (in hours) on water temperature was found in the monitored range of 15.5 – 27.2 °C ($y = -1.5062\ x + 50.663$; $R^2 = 0.924$). The length of the latency interval at 21 and 23 °C was 18,4 ± 0,9 and 12,4 ± 0,2 h, respectively 387 ± 18 and 289 ± 5 h°. The eggs have a yellow-brown to green-brown colouration, the average weight of one unswollen eggs is 1,10 ± 0,07 mg (corresponding to 911 ± 51 thousand eggs in 1 kg of eggs). In contact with water, the eggs are very sticky. The highest relative working fecundity was achieved at 21 and 23 °C (71,9 ± 10 and 75,9 ± 34 thousand eggs per 1 kg of female). The average survival rate of eggs to the eyespot, originating from artificially spawned females kept during the latency interval at temperatures between 18,9 – 23,2 °C, ranged from 92.9 ± 0.5 to 99.6 ± 2.2 %, and was lower at 17.2 and 27.2 °C (86.2 ± 0.6 respectively 74.2 ± 3 %), differences between groups were statistically significant. In evaluating the effect of unsticking preparations on the survival of eggs to the eyespots, the highest survival was achieved with milk (71.9 ± 7.3 %). Statistically conclusively lower survival was found with tannin (47.4 ± 0.4 %) and acetylcysteine (48.4 ± 8.6 %). The achieved results can be used in artificial spawning of crucian carp as part of rescue breeding.

Keywords: Crucian carp, artificial spawning, unstickness eggs, survival, fertility.