

Česká zemědělská univerzita v Praze

Fakulta agrobiologie, potravinových a přírodních zdrojů

Katedra zoologie a rybářství



**Fakulta agrobiologie,
potravinových a přírodních zdrojů**

Welfare ryb v intenzivní akvakultuře

Bakalářská práce

Autor práce: Adéla Švajná

Obor studia: Speciální chovy

Vedoucí práce: Ing. Miloslav Petrtýl, PhD.

© 2022 ČZU v Praze

Čestné prohlášení

Prohlašuji, že svou bakalářskou práci "Welfare ryb v intenzivní akvakultuře" jsem vypracovala samostatně pod vedením vedoucího bakalářské práce a s použitím odborné literatury a dalších informačních zdrojů, které jsou citovány v práci a uvedeny v seznamu literatury na konci práce. Jako autorka uvedené bakalářské práce dále prohlašuji, že jsem v souvislosti s jejím vytvořením neporušila autorská práva třetích osob.

V Praze dne 22. 4. 2022

Poděkování

Ráda bych touto cestou poděkovala Ing. Miloslavu Petrtýlovi, PhD. za odborné vedení, cenné rady, poskytnuté materiály, ochotu a hlavně čas, který mé práci věnoval. Další dík patří autorovi Jonathanu Balcombeovi, jehož kniha, „Co ryba ví?“ mi byla velkou inspirací pro napsání této práce.

Welfare ryb v intenzivní akvakultuře

Souhrn

Akvakultura je důležitým odvětvím živočišné výroby. Zejména pak akvakultura intenzivní působí negativně na welfare ryb, které jsou jedním z hlavních produktů tohoto průmyslu. Pro nastolení otázky welfare u těchto živočichů je klíčová znalost specifické morfologie a fyziologie ryb. Důležitý je podrobný popis nervové soustavy, která je nezbytná pro pochopení vnímání u ryb. Velká pozornost je věnována kognitivním schopnostem ryb. Velice významné z hlediska welfare jsou receptory detekující bolest a jejich umístění na těle. Přítomnost těchto receptorů potvrzuje několik experimentů provedených na rybách, které prokázaly, že ryby bolest opravdu vnímají.

S nervovým vnímáním úzce souvisí vnímání humorální, především percepce stresu a strachu. Při stresové reakci hraje významnou roli stresový hormon kortizol, který je zároveň jedním z hlavních ukazatelů welfare. Tento stresový hormon lze v rybím těle i mimo něj detekovat pomocí několika metod. Tyto metody jsou jak invazivního, tak neinvazivního charakteru. Jedná s například o odběr krve, žluči, hlenu či šupin. Možná je také detekce z vody a výkalů. Kortizol však není jediným indikátorem zhoršeného welfare u ryb. Další ukazatele jsou např. abnormální chování, fyziologické změny zbarvení těla, růst, kondice nebo mortalita. Technologie chovných zařízení, se kterými se v akvakultuře můžeme setkat, mají zásadní dopad na welfare chovaných ryb. Do těchto chovných zařízení patří např. recirkulační systém (RAS), akvária, výzkumné laboratoře ale i odchov ryb ve vnějším prostředí.

V intenzivní akvakultuře setkáváme hned s několika faktory, které mohou potenciálně narušovat welfare chovaných ryb. Hustota obsádky, látky rozpuštěné ve vodě, teplota vody, manipulace s rybami a porážka jsou jedny z nich.

Současné pohledy a názory na problematiku welfare ryb se i nadále značně liší. I přes mnoho studií a experimentů, které prokázaly, že ryby opravdu mohou cítit bolest a strach, existují autoři, kteří jim tuto schopnost kognice nepřiznávají.

Zlepšení podmínek v chovu ryb v intenzivní akvakultuře je možné dosáhnout pouze za předpokladu, že bude výzkum zabývající se rybím vědomím a vnímáním pokračovat. Neméně důležitá je také spolupráce mezi odborníky a průmyslem zabývající se produkcí a chovem ryb.

Klíčová slova: pohoda zvířat, recirkulační systém, produkce, kortizol, stres

Fish welfare in intensive aquaculture

Summary

Aquaculture is an important sector of livestock production. In particular, intensive aquaculture has a negative impact on the welfare of fish, one of the main products of the livestock industry. Knowledge of the specific morphology and physiology of fish is key to address the welfare of these animals. A detailed description of the nervous system, which is essential for understanding perception in fish, is also important. Much attention is paid to the cognitive abilities of fish. Of great importance from a welfare point of view are the pain detecting receptors and their location on the body. The presence of these receptors has been confirmed by several experiments carried out on fish, which have shown that fish do perceive pain.

Closely related to neural perception is hormonal perception, especially the perception of stress and fear. The stress hormone cortisol plays an important role in the stress response and is also one of the main indicators of welfare. This stress hormone can be detected in and outside the fish body by several methods. These methods are both invasive and non-invasive. For example, blood, bile, mucus or scales can be collected. Detection from water and faeces is also possible. However, cortisol is not the only indicator of poor welfare in fish. Other indicators include abnormal behaviour, physiological changes in body colour, growth, condition or mortality.

The technology of the farming facilities encountered in aquaculture has a major impact on the welfare of farmed fish. These include, for example, recirculating aquaculture systems (RAS), aquaria, research laboratories, but also the rearing of fish in an outdoor environment. In intensive aquaculture we encounter several factors that can potentially interfere with the welfare of farmed fish. Stocking density, suspended solids, water temperature, fish handling and slaughter are some of them.

Current views and opinions on the issue of fish welfare continue to vary widely. Despite the many studies and experiments that have shown that fish can indeed feel pain and fear, there are authors who do not credit them with this cognition.

Improved conditions in intensive aquaculture can only be achieved if research into fish consciousness and perception continues. Equally important is cooperation between experts and the fish production and farming industry.

Keywords: animal welfare, recirculation system, production, cortisol, stress

Obsah

1 Úvod.....	9
2 Cíl práce.....	10
3 Literární rešerše.....	11
3.1 Obecná morfologie ryb	11
3.2 Vnímání u ryb.....	13
3.2.1 Neuromechanické vnímání	14
3.2.2 Receptory pro vnímání bolesti.....	14
3.2.3 Hormonální vnímání	16
3.2.4 Strach	16
3.2.5 Stres	17
3.2.6 Indikátory stresu	19
3.3 Welfare ryb.....	21
3.4 Indikátory welfare.....	22
3.5 Welfare ryb v různých chovných zařízeních	24
3.5.1 Recirkulační systém (RAS)	24
3.5.2 Akvária	27
3.5.3 Výzkumné laboratoře.....	27
3.5.4 Ryby ve volné vodě	27
3.6 Ohrožení welfare	27
3.7 Současné názory na welfare ryb	31
4 Závěr	32
5 Seznam použité literatury	33

1 Úvod

Ryby jsou převážně ektotermní obratlovci žijící ve vodním prostředí. Obývají vodu slanou, sladkou i brakickou. Ryby představují pro člověka cennou potravinu a jsou proto také intenzivně loveny a chovány. Díky rychlé expanzi rybářského a rybochovného průmyslu v posledních letech, se stále více dostává do popředí welfare ryb. Rybářský průmysl je pojem zahrnující mnoho podoblastí, od drobného rybolovu po intenzivní akvakulturu. Oblasti se od sebe značně liší a v každé dochází ke zcela jinému narušení welfare. Nelze tedy o problematice welfare ryb hovořit obecně, ale je třeba jednotlivé oblasti hodnotit individuálně. Největší nároky na zlepšování podmínek chovu ryb by měly být jednoznačně uplatňovány v intenzivní akvakultuře. Tato oblast cíleně obhospodařuje vodní plochy a stará se o odchov vodních živočichů jak v přirozeném prostředí (klecové či síťové chovy), tak v uměle vytvořených chovných zařízeních. V současné době převažuje akvakultura na pevnině nad akvakulturou v přirozeném prostředí (FAO 2018).

Dobré životní podmínky ryb jsou pro průmysl důležitou otázkou nejen pro veřejné vnímání, marketing a přijímání produktů, ale často také z hlediska efektivity výroby, kvality a kvantity (Broom 1998; Southgate & Wall 2001; FSBI 2002). Zlepšení welfare se podařilo částečně dosáhnout u intenzivních chovů jiných hospodářských zvířat, nicméně u ryb je na jejich welfare nahlíženo spíše skepticky. Jedná se o rostoucí oblast, ve které chybí empirický výzkum, což poukazuje na potřebu zlepšení vědeckých poznatků, na nichž by bylo možné v případě potřeby založit budoucí potenciální legislativu. Je proto nezbytné, aby existovala dobrá komunikace mezi nejnovějším vědeckým výzkumem, veterinárním poradenstvím a praktickými zkušenostmi z odvětví produkce a akvakultury (FAWC 1996; Scottish Executive 2002).

Problematikou welfare je potřeba se zabývat hned z několika důvodů. Nejenže intenzivní akvakultura negativně působí na psychickou i fyzickou pohodu chovaných zvířat, ale také značně ovlivňuje kvalitu životního prostředí a v neposlední řadě i samotnou produkci. Odhaduje se, že celosvětová produkce rybolovu a akvakultury dodala v roce 2018 přibližně 179 mil. metrických tun ryb (FAO 2020).

2 Cíl práce

Cílem je shromáždit dostatek poznatků a informací o rybím vnímání jako takovém a poukázat tak na skutečnost, že by se měl klást stejný důraz na welfare a přirozenost prostředí stejně jako u chovů jiných obratlovců, například skotu, prasat, drůbeže a dalších.

3 Literární rešerše

3.1 Obecná morfologie ryb

Paprsoploutvé ryby jsou primárně vodní obratlovci s kostěnou kostrou. Charakteristickými znaky jsou ploutve, šupiny, skřele a žábry.

Mezi ryby patří živočichové s rozmanitou délkou těla od několika málo milimetrů (např. *Paedocypris progenetica* Kottelat et al. 2006) až po několik metrů (např. měsíčník svítivý, *Mola mola* Linné, 1758).

Kůže se skládá z pokožky a škály. Kůže je u ryb stejně jako u vyšších obratlovců velice důležitým orgánem. Jsou zde uloženy receptory nezbytné pro vnímání bolesti, tlaku apod. Na povrchu kůže je slizový povlak, který tělo chrání před potenciálními zraněními a umožňuje klouzavý pohyb ve vodě.

Osní kostra je tvořena páteří s nediferencovanými obratli. Ocasní ploutev je u většiny druhů zevně souměrná, ale páteř se urostylem (srůstem bederních obratlů) ohýbá na hřbetní stranu, taková ploutev se nazývá homocerní (Gaisler 1998).

Velice unikátní jsou elektrické orgány, kterými některé druhy ryb disponují. Jedná se o přeměněnou svalovinu inervovanou míšními nervy.

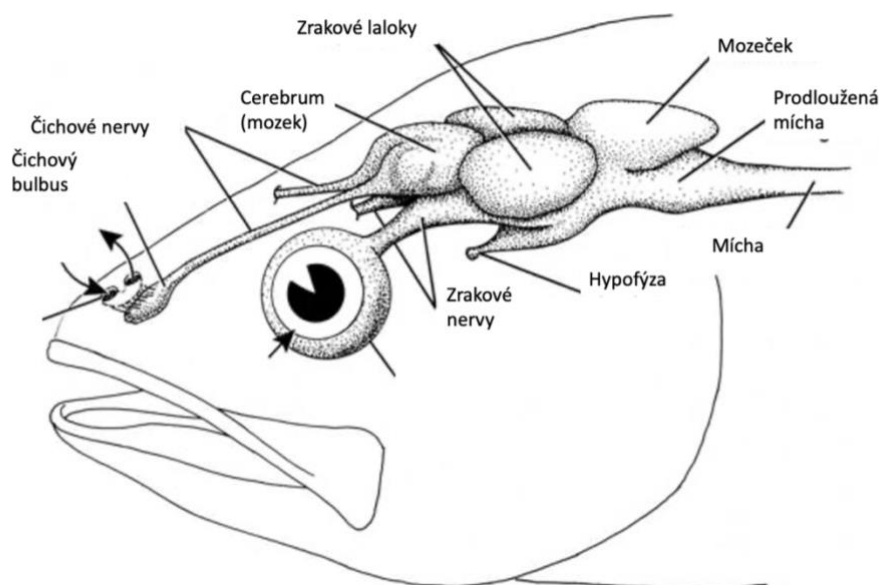
Paprsoploutvé ryby mají všechny základní žlázy s vnitřní sekrecí, jako hypofýzu, štítnou žlázu, nadledvinky, endokrinní tkáň pankreatu a gonády. Jsou přítomny všechny smyslové orgány typické pro čelistnatce. Například chuťové buňky mají ryby nejen v ústní dutině a v hltanu, ale také na hlavě a v některých případech dokonce i na těle. Takzvané vousky ryb bývají často právě nositeli chuťových receptorů (Gaisler 1998). Dalším důležitým orgánem je statoakustický orgán zajišťující sluchové vnímání a určování polohy těla. Zrak je obecně velmi dobrý, barevné vidění je často dokonalé. Dýchací soustavu tvoří primárně žábry, díky kterým ryby dýchají. Dále mohou být přítomny přídatné dýchací ústrojí různého původu, například pomocí modifikované části trávicí trubice (Nelson 2014). Důležitým orgánem je pro většinu dnešních ryb nepárový plynový měchýř, který slouží jako hydrostatický orgán. Obsahem plynu reguluje hustotu těla ryb a umožňuje jim tak vznášení ve vodě.

Cévní soustava je uzavřená. Hlavním orgánem pumpujícím krev je srdce, přítomen je zkrácený tepenný násadec a proximální část aorty. V žilním systému dominují kardinální žíly (Gaisler 1998).

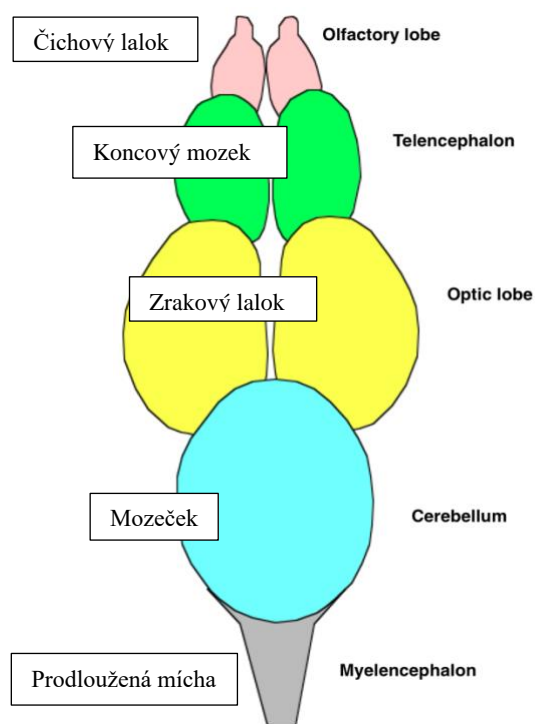
Nejdůležitějším orgánem ve vztahu k welfare je jednoznačně mozek. Rybí mozek má několik jasně viditelných částí (viz Obr.1, Obr. 2). Vpředu jsou dva čichové laloky, které přijímají a zpracovávají signály z nosních dírek pomocí dvou čichových nervů. Za čichovými laloky se nachází *telencephalon* neboli koncový mozek, který rovněž zpracovává čichové podněty (Helfman et al. 1997). Tyto struktury společně utvářejí přední mozek (*prosencephalon*). Přední mozek se pojí se středním mozkiem přes mezimozek (*diencephalon*), který zastává funkce spojené s hormonálním řízením a homeostázou (Helfman et al. 1997). Střední mozek neboli *mesencephalon* zahrnuje dva optické laloky, ty jsou mimořádně vyvinuté u druhů,

kteře loví primárně pomocí zraku. Dalším oddílem je *metencephalon* (zadní mozek), mozeček a prodloužená mícha (Helfman et al. 1997).

Nervová soustava kostnatých ryb se vyznačuje zvláštní stavbou everzního koncového mozku. Největší částí mozku je střední mozek s vnitřní komorou. Jeho svrchní část (*tectum opticum*) vykonává některé činnosti, které u blanatých obratlovců zajišťuje kůra koncového mozku (Gaisler 1998).



Obr. 1 Mozek a smyslové orgány ryby (Living Ocean, CRDG, Univeristy of Hawaii at Manoa)



Obr. 2 Dorzální pohled na mozek pstruha duhového (Monks 2007).

3.2 Vnímání u ryb

Pokud zvažujeme dobré životní podmínky jakéhokoliv zvířete, je důležité si uvědomit, jak naše počínání a postupy, kterým je vystavujeme, ovlivňují jejich životní pohodu. V poslední době nabývá na oblíbenosti zájem veřejnosti o dobré životní podmínky chovaných zvířat, ať už těch, které nazýváme domácími, či hospodářských. Obecně platí, že zvířata využívána lidmi by neměla trpět v žádné fázi ani oblasti chovu, nehledě na to, zda je produkční či nikoliv. Toto obecné tvrzení je však pouze ideální utopistickou myšlenkou, jak by měl živočišný průmysl fungovat. Abychom toto tvrzení naplnili, je potřeba pochopit, jak zvířata fungují, zda jsou schopna prožívat bolest na obdobné úrovni jako my lidé. V neposlední řadě bychom měli dbát na to, aby se dostávalo této pozornosti všem druhům, dle relevantních a ověřených informací, které o nich víme, a ne a základě zažitých a zastaralých teorií. Řeč je samozřejmě o rybách. Těmto živočichům se ani z daleka nedostává takového pochopení jako ostatním chovaným obratlovcům, a to hlavně z důvodu, že ryba byla odedávna považována za primitivního živočicha s omezeným vnímáním. Zatímco vědecké diskuse stále debatují otázku, zda mají ryby neurální kapacitu pro uvědomění, strach a bolest, není pochyb o tom, že praktiky, jimiž ryby v akvakultuře vystavujeme, jsou zároveň bolestivé, děsivé a neadekvátní (Conte 2004). Vnímání lze definovat jako schopnost detekovat vnější podněty a reagovat na ně. Vědomí je zase vysvětlováno jako „já“ a to jak „já“ souvisí s okolním světem (Bekoff & Sherman 2004). Mnoho studií prokázalo, že ryby mohou detekovat a reagovat na velké množství bolestivých podnětů a jsou vybaveny receptory, které se o to starají (např. nociceptory). Co se týče emočního vnímání, je nemožné měřit emoce přímo u zvířete, proto důkazy použité k vytvoření takových vědomých afektivních stavů musí pocházet z neuroanatomie, neurofyzologie a zejména z chování daného živočicha.

Zdá se, že studie o učení u řady různých druhů naznačují, že ryby typu teleost jsou schopné mentální konstrukce, která může řídit chování flexibilními a adaptivními způsoby. Například Brown & Laland (2003) zjistili, že ryba dokáže extrahovat informace z vnějších podnětů (např. pozorování) a v kombinaci se vzpomínkami na dřívější zkušenosti následně využít tyto informace v řízení jejich budoucího chování. Nelze jednoznačně tvrdit, že ryby mají identickou emoční zkušenost jako lidé, ale faktem je, že vědomí je možná u obratlovců na fylogeneticky klouzavém měřítku a že ryby mohou zažít primitivnější formu bolesti a strachu (Beckoff & Sherman 2004). Z hlediska chování tedy ryby jednoznačně vykazují určité projevy bolesti, úzkosti a strachu.

Vzruchy, které vedou bolest zpracovávají u obratlovců neurotransmitery (chemické látky sloužící k přenosu vzruchů), které vedou primárně z předního mozku (Willis & Westlund 1997). V průběhu evoluce pallium (šedá hmota pokrývající telencephalon) u některých tříd výrazně zhoustlo, došlo i k významnému vývoji neokortexu (mozkové kůry), zejména pak u vyšších savců – primátů a u člověka. Na rozdíl od savců je však pallium většiny recentních druhů ryb nelaminované a v tom případě i slabší. Nicméně existují důkazy naznačující, že se šedá hmota u ryb vyvinula do vysoce diferenciované struktury s ohledem na zpracování smyslových informací (Butler 2000). Předpokládá se, že hypothalamus u ryb plní podobnou funkci jako u jiných obratlovců, mimo jiné je zodpovědný za integraci vnitřních i vnějších signálů, včetně signálů pocházejících z těch telencefalických oblastí, které se podílejí na emočním učení (Portavella et al. 2002; Chandroo et al. 2004).

Vzhledem k tomu, že zvířata nejsou schopna vyjadřovat bolest přímo, byla definována řada kritérií, která poskytují vodítko, zda by zvíře mohlo být schopno prožívat bolest (Bateson 1991). Prvními požadavky k určení, zda může dojít k nocicepci, je přítomnost nociceptorů spolu s přítomností endogenních opioidů, opioidních receptorů a enkefalinů. Konečná reakce na škodlivou událost musí být více než pouhý reflex a musí naznačovat utrpení s pozastavením normálního chování. Každá z těchto oblastí se postupně hodnotí, aby bylo možné posoudit, jak dobře ryby splňují tato kritéria a jak si vedou ve srovnání se systémy nocicepce a bolesti vyšších obratlovců. Nedávná studie na pstruhu duhovém ukázala, že oba typy vláken jsou přítomny v trigeminálním nervu (Sneddon 2002).

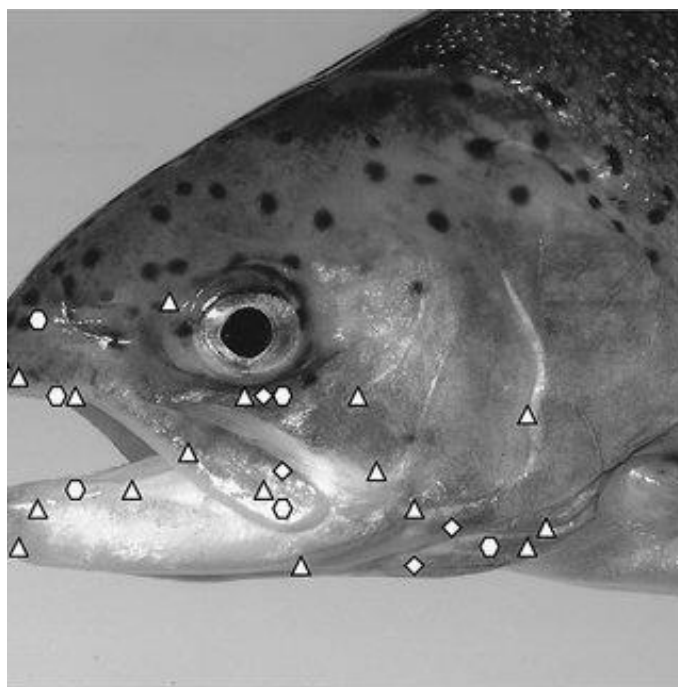
3.2.1 Neuromechanické vnímání

Ryby mají základní oblast mozkové kůry potřebnou pro vnímání bolesti. U většiny ryb má podobu hemisféry. Studie u dania pruhovaného (*Brachydanio rerio* Hamilton-Buchanan, 1822) identifikovaly aferentní jádra vedoucí do pláště koncového mozku. Spojení mezi kortikálními oblastmi a thalamem je mimo jiné přítomno nejen u dania, ale také u lidí (Rink & Wullimann 2004). Nociceptivní informace jsou přenášeny do mozku z periferie dvěma hlavními traktami. Trigeminální trakt přenáší informace z hlavy, zatímco spinothalamický trakt přenáší informace ze zbytku těla. Podobně jako u trigeminálního traktu u savců bylo mezencefalické jádro a vzestupné výběžky do thalamu, stejně jako spinální nebo sestupné jádro trigeminu, nalezeno u kapra, (*Cyprinus carpio* Linné, 1758) a jesetera (*Acipenser oxyrhynchus* Linné, 1758) (Luiten 1975). Studie sice došly k výsledkům, že ryby mají spinothalamické a trigeminální dráhy, které jsou srovnatelné s těmi, jaké můžeme najít u vyšších obratlovců, důkazy o tom, jak jsou nociceptivní informace přenášeny těmito traktami do vyšších oblastí mozku, však u ryb chybí.

3.2.2 Receptory pro vnímání bolesti

Obecně jsou nociceptory volná nervová zakončení na periférii, vnitřních orgánech a vnitřnostech a jsou obvykle dvou typů vláken nebo nervů: malá myelinizovaná vlákna A-delta s vysokou rychlostí vedení a menší nemyelinizovaná vlákna C s nižší rychlostí vedení (Lynn 1994). V rybím trigeminu vlákna A – delta tvořila 33 % celkového typu vláken a vlákna C tvořila 4 % celkového typu vláken. To je ve srovnání s vyššími obratlovcy (rozumíme obojživelníci, ptáci, savci), kde vlákna C tvoří 50 až 65 % celkového typu vláken, což převyšuje počet vláken A – delta 4 ku 1 (Lynn 1994). Toto srovnání lze vysvětlit tím, v jakém prostředí daní živočichové žijí. Ryby, které mají oproti vyšším obratlovcům snížený počet C vláken, žijí ve vodním prostředí. Vodní živočichové jsou vystaveni menším výkyvům teplot, gravitace a množství chemikálií prostřednictvím vztlaku, zředění a obecné tepelné stability, kterou poskytuje vodní prostředí. Zatímco živočichové, vyvinutí pro život na souši musí čelit gravitačním silám, škodlivým plynům, extrémním teplotám a proměnlivému stavu chemikálií v atmosféře (Sneddon 2004). Studie trigeminálního nervu (obsahujícího vlákna C i vlákna A-delta) u pstruha duhového prokázaly přítomnost nociceptorů na hlavě (Obr. 3), které byly tímto nervem inervovány. Bylo nalezeno pět typů receptorů, z nichž 35 % byly nociceptory a byly

umístěny na hlavě, pyscích a operkulární (oblast očních víček) oblasti pstruha (Sneddon 2003). Většina z 22 nociceptorů nalezených na hlavě pstruha duhového byla rychle vodivá vlákna A-delta, přičemž pouze jedno bylo pomaleji vodivé vlákno C. Polymodální (přijímající více vjemů) povaha těchto nociceptorů A-delta může být způsobena vodním prostředím, ve kterém fungují, protože přicházejí do kontaktu se směsí mechanické, chemické a tepelné stimulace. Vysoké hladiny polymodálních nociceptorů v kůži ryb proto mohou souviset také s prostředím, které obývají (Sneddon 2003). Vlastnosti nociceptorů pozorovaných u pstruha duhového jsou podobné vlastnostem pozorovaným u vyšších obratlovců. Například průměr receptivních polí se pohyboval od 1,6 do 9 mm, což je podobný průměr nalezený u ptáků (Gentle & Tilston, 2000) a savců. Nociceptory ryb mají velké, široké akční potenciály s pomalou depolarizací, jak je také vidět u savců (López de Armentia et al. 2000); a konečně rychlost vedení rybích nociceptorů je v savčím rozmezí A-delta a C vláken (Lynn 1994). Zajímavým poznatkem však je, že ryby mohou mít citlivější práh bolesti. Zatímco ke stimulaci kůže savců je potřeba minimálního tlaku 0,6 g (Lynn 1994), receptory nacházející se na hlavě pstruha duhového byly stimulovány za působení tlaku 0,1 g (Sneddon 2003). Takto nízký práh bolesti je pozorován například u nociceptorů umístěných na rohovce savců (Belmonte & Gallar 1996).



Obr. 3 Umístění polymodálních nociceptorů na hlavě pstruha duhového (Sneddon et al. 2003)

Opioidy jako nezbytné molekuly pro bolest

Klíčovou molekulou pro přenos bolestivého vzruchu jsou opioidy a jejich receptory. Je známo, že nociceptivní systém savců má mechanismus, který snižuje jeho vlastní citlivost. Endogenní opioidy a enkefaliny se vážou na opioidní receptory/receptory enkefalinové synapse na interneuronech v drahách bolesti v centrálním nervovém systému a poskytují vnitřní systém potlačující bolest (Zieglgänsberger 1986). Opioidy vyvolávají antinocicepci či analgezii prostřednictvím tří odlišných typů receptorů, označovaných řeckým písmenem μ a byly

identifikovány jak u savců, tak u zebřičky pruhované (Stevens 2004). Opiátové receptory a látky podobné enkefalinu byly také nalezeny v různých oblastech mozku zlaté ryby, *C. auratus* (Schulman et al. 1981), sumce, *Clarias batrachus* (Finger 1982) a pstruha duhového (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792) (Vecino et al. 1995). Dalšími chemickými sloučeninami, které jsou zodpovědné za přenos vzruchu bolesti jsou FMRF – amidové peptidy. Tyto neuropeptidy úzce souvisí s fungováním centrálního opioidového systému a rovněž byly nalezeny v mozku některých zástupců ryb, konkrétně u pstruhů a sumců (Castro et al. 2001). Ryby mají i další molekuly, běžně vyskytující se např. u savců, které dokazují, že tyto živočichové dokážou trpět na stejné úrovni jako jiní obratlovci. Jedná se např. o distribuci imunoreaktivity vůči serotoninu, somatostatinu či neuropeptidu Y (Ebbesson & Hodde 1981; Cameron et al. 1990).

Experimenty zkoumající reakce na bolestivé podněty

Pozorování nepřiměřené reakce živočicha na potenciálně bolestivý podnět je jedním z nejlepších způsobů, jak zjistit, zda dané zvíře opravdu prožívá nepříjemné pocity, či nikoliv. Nedávná studie zkoumala behaviorální odezvu pstruha duhového, kterému byla do úst aplikována subkutánní injekce kyseliny octové a včelího jedu (Sneddon et al. 2003). Tito jedinci vykazovali zvýšenou frekvenci dýchání přibližně po dobu tří hodin. Během tohoto intervalu ryby nepřijímaly žádnou potravu. Jedinci vykazovali neobvyklé chování jako tření postižené oblasti o substrát na dně akvária a sklo a kývání tělem spolu s prsními ploutvemi ze strany na stranu (Sneddon 2003). Ryby, kterým nebyl aplikován včelí jed nevykazovaly žádné z těchto specifických projevů chování a potravu začaly přijímat bez problému. Po aplikaci morfinu, který má obvykle analgetický účinek, došlo u injektovaných ryb k dramatickému snížení patologického chování potvrzující bolest. Proto se zdá, že morfin i u kostnatých ryb snižuje nociceptivní reakce (Ehrensing et al. 1982).

Jiné studie zase potvrdily paměť ryb na nepříjemné zkušenosti z minulosti. Zlaté rybky (*Carassius auratus* Linné, 1758) si uvědomují spojitost mezi škodlivým stimulem, který zažily v minulosti, s neutrálním stimulem, který ten škodlivý doprovázel. Prakticky si spojily potenciálně bolestivý elektrický šok s barevným světlem a v budoucnu se snažily onomu barevnému světlu preventivně vyhýbat (Portavella et al. 2004). Právě díky uvědomění, že barevné světlo a elektrický šok byly v minulosti na sobě závislé. Spojení dvou stimulů, z nichž jeden byl v minulosti nepříjemný či bolestivý, zapamatování si situace a vyhýbání se této situaci v budoucnosti jasně definuje další z pocitů, které ryby mohou jednoznačně cítit – strach.

3.2.3 Hormonální vnímání

3.2.4 Strach

Stejně jako bolest je strach klíčovou a nezbytnou reakcí pro přežití. Strach je aktivace obranného behaviorálního systému, který chrání zvířata před potenciálně nebezpečnými vnějšími hrozbami (Fendt & Fanselow 1999). U vyšších obratlovců jsou tyto mechanismy

chování často doprovázeny řadou autonomních změn, jako je zvýšená srdeční frekvence, endogenní analgezie a uvolňování stresových hormonů jako je např. kortizol (Tomie et al. 2002). Reakce na strach může být jak vrozená, tak naučená. Naučené reagování však převládá. U ryb byla popsána řada různých behaviorálních reakcí na potenciálně ohrožující podněty, které zahrnují únikové reakce, jako jsou rychlé starty (Domenici & Blake 1997; Chandroo et al. 2004) nebo nevyzpytatelné pohyby (Cantalupo et al. 1995; Bisazza et al. 1998), dále zamrznutí a potopení ve vodě (Berejikian et al. 2003). Takové chování se osvědčilo jako „záchranné“ v nebezpečné situaci. Mnoho druhů ryb při leknutí či poranění uvolňuje chemické poplašné látky. Má se za to, že tyto látky působí jako varovné signály pro ostatní jedince, kteří stejně tak mají vrozenou behaviorální úlekovou reakci na tyto chemikálie (Brown & Smith 1997). Další studie potvrdila, že pstruh duhový se naučil vyhýbat automatické ponořovací síti rychlým proplaváním (proklouznutím) dveřmi do samostatné části experimentální nádrže (Yue et al. 2004). Před ponořením sítě do nádrže byl nejprve spuštěn 10sekundový světelný signál. Ryba se následně naučila spojovat světlo s ponořením sítě a při další situaci již věděla, jak má reagovat ještě před samotným spuštěním sítě do nádrže. Je zajímavé, že vyhýbavé chování vůči samotnému světlu se lišilo od toho, které bylo provedeno po dopadu sítě. Latence reakce ryb na podnět (definovaná jako doba mezi začátkem podnětu a okamžikem, kdy ryba zcela prošla dveřmi) byla výrazně vyšší pro samotné světlo (přibližně 6 sekund) ve srovnání se sítí (přibližně 3 sekundy).

Fyziologické reakce u ryb mohou být také vyvolány centrální nervovou soustavou po naučené asociaci (Moreira & Volpato 2004). V jednom z experimentů byl pouštěn 1minutový světelný signál těsně před spuštěním mřížky do akvária, kterou byla konkrétní ryba (tilapie nilská, (*Oreochromis niloticus* Linné, 1758) omezena na malý prostor po dobu 30 minut. Tento proces se opakoval jedenkrát denně po dobu 9 dnů. Desátý den ryby vykazovaly významně zvýšené hladiny kortizolu v reakci na samotné světlo ve srovnání se základními měřeními před experimentem. Zdá se tedy, že podmíněné ryby vykazovaly stresovou reakci ve spojení s nestresujícím podnětem prostřednictvím naučené asociace se stresující událostí. Podobné podmíněné kortikosteronové reakce byly pozorovány u krys a lidí (Buske-Kirschbaum et al. 1996; Cordero et al. 1998; Tomie et al. 2002).

3.2.5 Stres

Pojem stres poprvé použil v roce 1936 objevitel stresové reakce lékař a biolog Hans Selye. Ten jako první správně pochopil překvapivý nález u hladovějících krys. Všechny jejich orgány se totiž zmenšují kromě nadledvinek, kde naopak dochází k jejich zvětšování (Šoch 2005).

Stres je často vysvětlován různými definicemi, které se shodují v několika hlavních poznacích, jako je např. „stav ohrožené homeostázy“, který je tvořen komplexním repertoárem fyziologických a behaviorálních adaptivních reakcí orgánu (Chrousos 1998). Další definice například uvádí, že stres je dynamický stav, v němž živočišný organismus mobilizuje své obranné nebo nápravné hormonální a nervové mechanismy, jejichž prostřednictvím odpovídá na působení různých stresorů. (Šoch 2005).

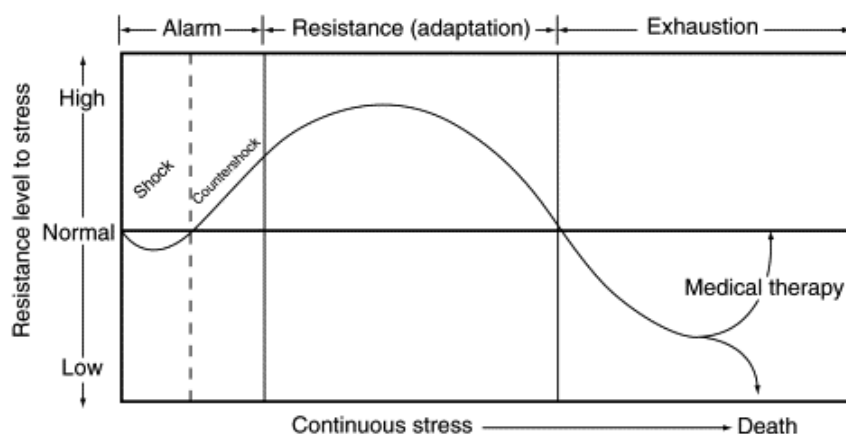
Stresová odpověď představuje pro zvířata přirozenou reakci na náročné podmínky. Z tohoto důvodu bývá stres často používán jako indikátor narušení welfare (Huntingford et al. 2006).

Stres má typický trojfázový průběh a lze ho pozorovat na několika úrovních (Mazeaud 1981; Donaldson 1981; Wedemeyer et al. 1996):

Reakce 1. stupně: neuroendokrinní reakce – vnímaná hrozba spouští uvolňování stresových hormonů jako je katecholamin a kortikosteroid. Tyto hormony urychlují reakci 2. stupně.

Reakce 2. stupně zahrnuje okamžité fyziologické změny, jimiž jsou např. zvýšený počet erytrocytů, zvýšená hladina glukózy v krvi a změny chování, kam patří snížená krmná aktivita, „zmrazení“ nebo únik (Chrousos 1998). V případě, že reakce druhého stupně působí v organismu příliš dlouho, může dojít k odezvám třetího stupně.

Reakce 3. stupně jsou účinky na úrovni celého organismu s dlouhodobým působením. Tyto odezvy se mohou projevit sníženým růstem, sníženou reprodukční investicí, zvýšenou náchylností k nemocem a následně i smrtí. Pokud tyto odpovědi působí na daný organismus nepříznivě a jsou extrémní či trvalé, mohou být srovnatelné s typickým modelem Selyeho syndromu generalizované adaptace (Obr. 4).



Obr. 4 Grafické znázornění modelu Selyeho adaptačního syndromu (McCarty 2016)

Tento model byl původně vyvinut pro pochopení dopadu stresorů na savce, nicméně k hodnocení stresu u ryb byly stejně tak použity indikátory tří úrovní stresové odpovědi (Mazeaud 1981; Donaldson 1981; Barton 1997).

Průběh stresové reakce lze podrobněji popsat pomocí tří stádií. Těmi jsou stádium alarmové, rezistenční a stádium vyčerpání.

1. Alarmové stádium

Alarmové stádium neboli poplachové je totožné s reakcí prvního stupně. Dochází k rychlé změně fyziologického stavu jako odpověď organismu na působení stresoru. Význam alarmové reakce spočívá v mobilizaci energetických zdrojů, které mají zabezpečit obnovení normálního stavu a navrácení těla do homeostázy. Regulační systémy uvolní velké množství pohotové energie, zajistí správné rozdělení krevního systému a umožní správnou distribuci iontů na buněčných membránách (Webster 1999). Tuto fázi můžeme ještě rozdělit na dva další stupně, a to na šok a protišok.

Zatímco šok je zprostředkován nervovou soustavou, protišok je naopak řízen humorálně. Šok je reakce na náhlou změnu stavu organismu a často bývá doprovázen srdeční slabostí související s vazokonstrikcí cév sliznice i kůže a nervovou depresí. Krev se nahrne do vnitřních orgánů, dojde k poklesu krevního tlaku a zpomalení srdeční činnosti. Dále dochází k poklesu počtu leukocytů v krvi, hypoglykémii a k úbytku sodných a vzestupu draselných iontů.

Protišok je vlastně odpovědí na předcházející šok. Jedná se o první reakci organismu na zátěž či náhlou změnu. Fyzicky se projevuje zvýšeným krevním tlakem, zrychlením srdeční činnosti, hyperglykémii a převod mastných kyselin do krve. Během protišoku také dochází ke zvýšené tvorbě a sekreci ACTH (adrenokortikotropní hormon) v adenohipofýze, který mobilizuje tvorbu korových hormonů v nadledvině (Šoch 2005).

2. Rezistenční stádium

Je fází odolnosti a je shodné s reakcí druhého stupně. V tomto stádiu adaptační hormony rozhodují o tom, zda tělo stresovým podnětům podlehne či jim úspěšně odolá. Fyziologické projevy této fáze se mohou individuálně lišit. Obecně ale nastává zředění krve a zvýšení hladiny chlóru a převládají anabolické procesy směřující k návratu k normální tělesné hmotnosti.

Zvíře se ve stadiu adaptace přizpůsobí stresoru, avšak za určitou fyziologickou nebo metabolickou cenu (Webster 1999). Příkladem může být zvíře trvale vystavené chladu, které musí nepřetržitě udržovat zvýšený metabolismus, aby si zachovalo stálou tělesnou teplotu. Zvýšení tělesné teploty je z části řízeno sekrecí nadledvinkových hormonů, jako jsou glukokortikoidy. Aby tělu bylo doručeno tolik tepla, kolik právě potřebuje musí na něj být soustředěny živiny, které by za jiných okolností sloužily při syntetických pochodech jako je růst či reprodukce (Webster 1999).

3. Stádium vyčerpání

Tato fáze nastává v okamžiku, kdy je trvání stresoru extrémní či působí na organismus příliš dlouhou dobu. Stres je neřešitelný a spotřebovává obrovské množství energie, což má za následek celkové zhroucení systému. Intenzivní stresor vyvolá vyplavení převážné části kortikoidů z nadledvinek, přičemž dojde k vyčerpání rezerv potřebných pro jejich novou syntézu. Dochází k místnímu poškození tkáně při místním stresovém působení, nebo nastává stádium celkového vyčerpání organismu a smrt při celkovém vyčerpání adaptační energie v organismu (Šoch 2005).

3.2.6 Indikátory stresu

Kortizol

Kortizol je primární kortikosteroidní stresový hormon, který se uvolňuje do krevního řečiště z interrenálních buněk hlavové ledviny. U ryb byl poprvé identifikován před téměř padesáti lety (Donaldson 1981). Jako steroidní hormon je rozpustný v tucích, může difundovat

buněčnými membránami, a proto nemůže být v těle skladován. Vyráběn je de novo z cholesterolu stimulací interrenálních buněk hormonální kaskádou. Tato kaskáda je složena z osy hypotalamus – hypofýza – interrenální žláza. Kaskáda kortizolu u ryb je do značné míry analogická kaskádě u savců a jiných vyšších obratlovců s výjimkou dvou rozdílů – hormon uvolňující kortikotropin (kortikoliberin, neboli CRF) se u ryb pohybuje z hypotalamu do hypofýzy přímým nervovým spojením, spíše než krví a na produkci kortizolu se z větší části podílí interrenální tkáň, než kůra nadledvin (Sumpter 1997).

Je třeba si uvědomit, že kortizol není jediným stresovým hormonem u ryb. Dalšími hormony působícími na organismus během stresu jsou například kortikoliberin (CRH), adrenokortikotropin (ACTH), kortizon a katecholaminy.

Kortizol je klíčovým regulátorem aerobního a anaerobního metabolismu u ryb, stimuluje několik aspektů intermediárního energetického metabolismu, zvyšuje potřebu kyslíku, glukoneogenezi, inhibuje syntézu glykogenu a vede k vyšší životní spotřebě (Barton et al. 1987; Morgan & Iwama 1996; Tort 2010). Lankford & Weber (2006) zjistili negativní korelaci mezi růstem a reakcí kortizolu na stresor. Domestikované ryby vykazují nižší schopnost reagovat na kortizol, mají nižší spotřebu energie a vyšší rychlost růstu, když jsou vystaveny opakovaným stresorům než ryby nedomestikované (Jentoft et al. 2005). Kortizol také může ovlivnit růst stimulací jiných steroidů (Pickering 1993). Předpokládá se, že zvýšená hladina kortizolu v krevní plazmě potlačuje chuť k jídlu, a proto se může projevit sníženým příjmem potravy, hubnutím a sníženým růstem (Gregory & Wood 1999). Další funkci, kterou kortizol v těle ryb zastává je regulace re-syntézy svalového glykogenu: záchvat velice intenzivního cvičení u pstruha duhového k téměř úplnému vyčerpání zásob glykogenu bílých svalových vláken a ke zvýšení plazmatické hladiny kortizolu (Miligan 1996). Pokud však dovolíme rybě po intenzivním cvičení pomalu plavat, zabráníme pozátěžové elevaci kortizolu a také podpoříme re-syntézu svalového glykogenu ve srovnání s rybami, kterým pomalé plavání neumožníme a držíme je ve stojaté vodě (Miligan et al. 2000). Mimo to tento stresový hormon zastává osmoregulační funkci v teleostech, je tedy klíčovým hormonem pro adaptaci na mořskou vodu a příjem iontů (McCormick 2001).

Jak působí kortizol na chování ryb?

Největšího úspěchu se dosáhlo u experimentů, které byly spojeny s krmením. Gregory & Wood (1999) prokázali, že pstruh duhový, kterému byl aplikován peritoneální injekcí kortizol, zkonsumoval méně potravy a vykazoval větší variabilitu v množství zkonsumovaného krmiva než kontrolní ryby, které měly úplný i poloviční krmný režim. Barton et al. (1987) zase popsali ztrátu chuti k jídlu u ryb krmených kortizolem. Tyto a mnoho dalších studií tedy potvrzují, že kortizol jednoznačně potlačuje chuť k jídlu.

Jiné vědecké práce zase potvrdily, že chronické zvýšení plazmatického kortizolu souvisí se submisivním chováním u některých druhů ryb (Winberg & Lepage 1998; Sloman et al. 2001). U akary modré (*Aequidens pulcher*, T. N. Gill, 1858) vědci Munro & Pitcher (1985) prokázali přímý vztah mezi zvýšeným kortizolem, submisivitou a sníženou agresivitou. V praxi se to odrazilo také na fyzickém zdraví těchto ryb, a to tak, že u jedinců s implantovaným kortizolem bylo pozorováno více mechanických poškození ploutví než u ryb bez něj (Gregory & Wood 1999). To bylo interpretováno jako odraz horší konkurenční schopnosti (typické pro

podřízené ryby). DiBattista et al. (2005) zjistili, že expozice kortizolu (implantát, 110 mg kg⁻¹ ryby) predisponovala mladé pstruhy duhové k nízkému sociálnímu postavení. Dalším zajímavým poznatkem je, že latenci útoku, nikoli však intenzitu agrese, ovlivňuje exogenní kortizol.

Metody stanovení kortizolu v těle ryb

Kortizol může být indikován v tělních tekutinách jako je krev a žluč, ve tkáních i výkalech. Zcela největší význam má měření kortizolu v krvi, a to proto, že stav krve nejpřesněji odráží celkovou činnost interrenální tkáně a koncentraci hormonů (Branson 2008). Krevní vzorek se běžně získává invazivní metodou – injekční jehlou z ocasní žíly. Pro přesnost výsledků ze vzorků krve je nejdůležitější odběr provést nejdéle do 5 minut od stresové stimulace ryby.

Dalším způsobem, kterým se dá kortizol v těle indikovat, je odběr vzorků žluči. Je třeba si uvědomit, že tato metoda neudává přesné hodnoty ihned po vyrušení ryby. Kortizol bývá po stresové reakci vylučován z těla jaterními biotransformačními procesy, posléze se hromadí spolu s jeho metabolity a konjugáty ve žluči. Odběr žluči se provádí rovněž invazivní metodou a není proto nejvhodnější z hlediska welfare.

Detekce kortizolu je dále možná z výkalů. Jednou z největších výhod této metody je, že je neinvazivní a vůbec tak neovlivňuje welfare dané ryby. Dalšími benefity je např. minimální manipulace s jedinci, možnost častého opakování měření nebo sledování výsledků bez usmrcení (Branson 2008).

Jako další neinvazivní metoda se využívá zjišťování hladiny kortizolu ze slizu a šupin. Vzorky kožního hlenu jsou nejčastěji odebírány stěrem z povrchu kůže. Carbajal et al. (2019) ve své studii uvádí, že kožní hlen byl pokusným rybám odebrán jemným seškrábnutím z boční strany těla pomocí buněčné škrabky.

3.3 Welfare ryb

Pojem welfare můžeme přeložit jako psychickou a fyzickou pohodu zvířete, tedy stav, ve kterém se zvíře cítí dobře. Pohoda zvířete je určena jeho schopností vyhnout se strádání a zachovat si zdatnost (Webster 1999). Tento pojem může být také chápán jako vyvážený stav, kdy je zvíře schopno se bezproblémově vyrovnat svými vlastními silami s působením prostředí. V oblasti zemědělství a produkce byly v minulosti dobré životní podmínky zvířat vnímány především z hlediska jejich fyzické kondice a prostředí (krmivo, ustájení), což vedlo k domněnce, že pokud je zvíře fyzicky zdravé a produkuje, daří se mu dobře. Produkce však může mít žádoucí výsledky, i přes to, že je duševní stav zvířete ohrožen. Fyzické, mentální a „přirozené životní“ aspekty blahobytu jsou vzájemně propojené a všechny jsou předmětem etického zájmu (Appleby 1999). Nejrozšířenější definicí dobrých životních podmínek zvířat tedy je, že zahrnuje stav těla a mysli zvířete a míru, do jaké je uspokojena jeho povaha (Duncan & Fraser 1997).

V rámci zlepšování podmínek chovu hospodářských zvířat stanovil v roce 1993 Farm Animal Welfare Council (FAWC) tzv. pět svobod a definoval ideální stav pohody zvířat (tab. 1).

Tab. 1 Pět svobod a způsob jejich dosažení podle Webstera (FAWC 1993; Webster 1999)

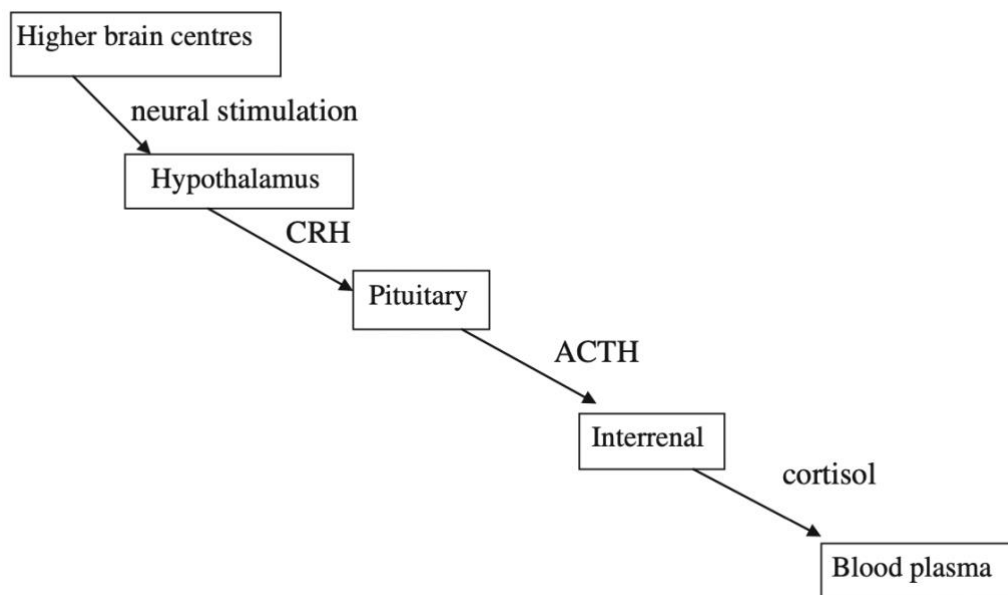
Svoboda od žízně, hladu a podvýživy	Bezproblémový přístup k čerstvé vodě a krmivu
Svoboda od nepohodlí	Poskytnutí vhodného prostředí, ustájení, místa k odpočinku
Svoboda od bolesti, zranění, nemoci	Prevence, diagnóza a léčba
Svoboda uskutečňovat normální chování	Poskytnutí dostatečného prostoru, prostředí a společnosti zvířat stejného druhu
Svoboda od strachu a úzkosti	Zacházení vylučující mentální strádání

Důležitou otázkou je, zda mohou ryby trpět. V minulosti se společnost domnívala, že ryby patří mezi jednodušší živočichy a nedokážou bolest prožívat tak, jako jiní obratlovci. To bylo ale následně vyvráceno hned několika studiemi, které jsou v textu zmíněny. Například autor Edward J. Branson uvádí, že fyziologické a behaviorální systémy zprostředkovávající bolest a stres jsou do určité míry srovnatelné s těmi, které fungují u ptáků a savců (Branson 2008).

3.4 Indikátory welfare

Kortizol

Předchozí výzkumy používaly kortizol jako nespecifický indikátor stresu za předpokladu, že zvýšená hladina ukazuje na poruchu fyziologických funkcí. Nyní je tento předpoklad zpochybňován. Pro správné fungování je důležité, zda se organismus působení stresoru vyrovná či nikoliv, pouhé měření tedy nemůže tyto informace jednoznačně poskytnout. Odezva kortizolu jednoduše ukazuje, že osa HPI (hypothalamus-hypofáza-interrenální tkáň) (Obr. 5), která je nedílnou součástí normální fyziologie, je funkční a funguje tak, aby usnadnila zvládnutí dané situace. Samotná reakce kortizolu nepředpovídá schopnost ryb vyrovnat se s danou situací – následné dopady na funkci (a chování) jsou závislé na dávce, čase a kontextu. Pokud se na dobré životní podmínky ryb pohlížíme výhradně z funkčního hlediska, pak by kortizol (a neurohormonální reakce prvního stupně) měl být vyřazen ve prospěch reakcí druhého a třetího stupně, protože taková opatření lépe odrážejí celkovou reakci zvířete a jeho schopnost zvládat situaci (Ellis et al. 2012).



Obr. 5 Zjednodušená kaskáda HPI (hypotalamus – hypofýza – interrenální tkáň) u ryb (Sumpter 1997)

Změny chování

Ryba zažívající nějaký stres často nevykazuje normální chování. Za takovéto chování považujeme u ryb zejména nehybnost, zvýšenou aktivitu, ztřeštěné plavání sem a tam (můžeme pozorovat v akváriích) či odírání těla o předměty, které bývá často příznakem napadení parazity. Jiným znakem abnormálního chování může být třeba neodpovídající reakce ryb a přicházející osobu, pasivita, shlukování jedinců kolem přítoku či nouzové nadechování se na hladině (Branson 2008). V intenzivní akvakultuře můžeme první příznaky abnormálního chování pozorovat na hejnu – ryby se nezdržují pospolu, rozdělují se a někteří jedinci se ukrývají mimo rušná místa. Vzhledem k tomu, že změny chování probíhají výlučně pod hladinou, je sledování těchto parametrů velice problematické zvláště ve volných vodách (Branson 2008).

Fyziologické změny zbarvení těla ryb

Ryby mohou měnit intenzitu svého zbarvení v závislosti na vnějším prostředí a zdravotním stavu. Intenzita zbarvení je ovlivněna vždy, když dochází ke zhoršení funkce nervového systému. Například při ztrátě zraku, onemocnění nebo při extrémních teplotách ryba tmavne. Změna barvy kůže nebo barvy očí v důsledku stresové reakce byla pozorována u řady druhů ryb. Může být, proto použita jako indikátor zhoršeného welfare (Huntingford et al. 2006). FSBI (2002) uvádí změnu barvy očí jako index sociálního stresu a znamená podřízeného postavení u lososovitých ryb.

Příjem potravy

Jak už bylo zmíněno, působením stresového hormonu kortizolu dochází ke snížení apetitu, deficitu příjmu potravy a následně k úbytku na hmotnosti. Pro zjištění vztahu mezi stresem, příjmem potravy a tělesnou kondicí se používá krmný koeficient FCR neboli Food

Conversion Ratio. Tento koeficient uvádí, kolik kg krmiva musí organismus přijmout, aby dosáhl 1 kg přírůstu na tělesné hmotnosti. FCR je hojně používaným nástrojem v intenzivní akvakultuře a rybnářství, je proto běžně vypočítáván a zároveň je velice významný pro měření kvality welfare. V praxi vysoké hodnoty ve srovnání s běžnými hodnotami naznačují problémy v chovu. Naopak nízké hodnoty demonstrují, že je všechno v pořádku (Branson 2008).

Růst a kondice

S příjmem potravy úzce souvisí tempo růstu a kondice. K posouzení, zda ryba roste tak, jak má je třeba znát odhad očekávaného růstu daného druhu. Snížený růst tedy může vypovídat o dlouhodobém stresu či jiném negativně působícím činiteli. Tato metoda indikace welfare se nejvíce hodí do laboratoří, nebo zařízení, kde jsou ryby pravidelně měřeny a váženy (Huntingford et al. 2006). S růstem souvisí i fyzická kondice zvířete. Pokud ryba hubne i přes stejnou krmnou dávku, může to být v důsledku mobilizace rezerv při sekundární reakci na stres.

Morfologické deformace

Protože nepříznivé podmínky mohou interferovat s normálním vývojem může být použita vysoká frekvence výskytu morfologických abnormalit jako indikátor špatných podmínek chovu (Huntingford et al. 2006). Za tělesné deformace bývají zodpovědné genetické dispozice, špatná výživa, svícení a kvalita vody (obsah rozpuštěných látek).

Zdravotní stav a mortalita

Podle FSBI (2002) zvýšený výskyt onemocnění v jakékoliv populaci ryb by měl být vnímán jako varování, že mohou existovat nějaké jiné zásadní problémy, které tento zvýšený výskyt nemocí způsobují. Ryby mají sníženou schopnost bojovat a vyrovnávat se s nemocí ve špatných životních podmínkách včetně těch psychických. Špatný zdravotní stav jednoznačně prokazuje světlé zbarvení žaber či průhlednost a tvar rohovky (Branson 2008).

Mortalitu můžeme považovat za jeden z klíčových ukazatelů dobrého welfare, ale také celkového zdraví ryb.

3.5 Welfare ryb v různých chovných zařízeních

Existuje několik různých systémů chovu, od intenzivní akvakultury, síťových farem, akvárií až po chov ve volné vodě. Každá z těchto variant sebou přináší určitá pozitiva, ale také negativa týkající se „rybí pohody“. Je třeba si uvědomit, že welfare má v těchto případech vždy ve své kompetenci člověk a každá chovná metoda představuje určité nebezpečí, že bude welfare ohroženo. Pro zmírnění nebo úplnou eliminaci těchto nebezpečí je nutno zhodnotit tyto situace a vyhodnotit jejich možná rizika.

3.5.1 Recirkulační systém (RAS)

Je speciální systém vyvinutý pro intenzivní a plně řízený chov ryb na celkově malé ploše. Tyto systémy jsou ekologicky šetrné, vodohospodářsky výhodné a vysoce produktivní. Navíc nejsou spojeny s nepříznivými environmentálními dopady jako je ničení stanovišť,

znečištění vod a eutrofizace, biotické vyčerpání a ekologické účinky na biologickou rozmanitost v důsledku úniku ryb chovaných v zajetí a exotických druhů do vnějšího prostředí, přenos parazitů a propuknutí onemocnění. Navíc RAS fungují ve vnitřním kontrolovaném prostředí, a proto jsou jen minimálně ovlivněny klimatickými faktory, včetně změn srážek, povodní, sucha, globálního oteplování, cyklónů, kolísání slanosti, acidifikace oceánů a vzestupu hladiny moří. I tyto systémy mají však limitující faktory a těmi jsou spotřeba energie a emise skleníkových plynů. K čištění zdejší vody se využívá buď mechanické nebo biologické filtrace, sterilizace či okysličování. Lze u nich dosáhnout různých úrovní účinnosti, ale obecně mají všechny RAS vysoký stupeň (> 90 %) opětovného využití vody (Badiola et al. 2012; Murray et al. 2014). Přestože tyto recirkulační systémy byly původně vyvinuty a zároveň jsou ideální pro produkci sladkovodních druhů ryb (např. tilápie nilská *Oreochromis niloticus*, Linnaeus, 1758), okoun pruhovaný (*Perca flavescens* Mitchill, 1814) nebo sumeček tečkovaný (*Ictalurus punctatus* Rafinesque, 1818) jsou flexibilní a lze je upravit a přizpůsobit provozu pro mořské i brakické druhy ryb (Helfrich & Libey 2009). Oddělením produkce ryb od mořského prostředí proto může RAS nabídnout alternativu k tradiční akvakultuře a rybolovu (O'Shea et al. 2019). RAS může také poskytnout vhodné podmínky prostředí pro druhy ryb, které jsou citlivé na kvalitu vody (Zhang et al. 2011). Vodní recirkulační systémy lze kategorizovat do pěti typů: (1) líheň a dorůstání, (2) chov, (3) dlouhodobé držení, (4) krátkodobé držení a (5) výstavní (Yanong 2012). Navíc je lze začlenit do systému „integrovaného zemědělství a akvakultury“, který je známý jako akvaponie (Martins et al., 2010). Akvaponie je považována za zvláštní typ RAS, kde jsou rostliny kombinovány s rybami v jednom zařízení (tj. akvakultura a hydroponie), aby zajistily filtraci vody a diverzifikaci plodin (Goddek et al., 2019).

Produktivita RAS závisí na kulturních druzích, hustotě osazení, rychlosti krmení, délce produkčního cyklu a dalších aspektech řízení. Podle dostupné vědecké literatury se hustoty osazení pohybují od 70 do 120 kg/m³ s hodnotami koeficientu konverze krmiva (FCR) od 0,8 do 1,1. Velikosti těchto systémů jsou různé, včetně malých, středních a velkých (Helfrich & Libey 2009), přičemž RAS ve velkém měřítku je obvykle schopen produkovat 400 až 500 tun ryb za rok (Murray et al. 2014). Někteří komerční výrobci však v současnosti vyžadují ještě vyšší hustotu osazení a celkové hodnoty produkce. Podle Bregnballe (2015) jsou RAS vysoce produktivní intenzivní chovy, které generují obrovské množství ryb (500 tun/ha/rok) v poměrně malém objemu vody. Kvůli vyšší produkci se často označují jako „hyper“ nebo „super“ intenzivní zemědělství (O'Shea et al. 2019).

Hlavním problémem v rozšíření těchto systémů, které se zdají být výhodné skoro ve všech odvětvích, je vyšší finanční nákladovost. Až 89% celosvětové produkce ryb pochází z jižní a jihovýchodní Asie, kam patří ovšem chudší země a RAS jsou pro ně technologicky i ekonomicky nepřijatelné. Převážná část světové akvakultury je navíc provozována malými a středními farmami, což jsou podniky, které mají obvykle omezené zdroje financování. Naproti tomu se RAS paradoxně využívají zejména ve vysoce rozvinutých zemích (Austrálie, Kanada, Evropa a USA), které však neprodukují takové množství ryb, jako země rozvojové, ve kterých tyto systémy chybí (Martins et al. 2010; Murray et al. 2014).

Ekonomická životaschopnost recirkulačních akvatických systémů vyžaduje dlouhou dobu návratnosti, v průměru 8 let (Badiola et al. 2012).

Co se týče životní pohody ryb chovaných v těchto zařízeních, nemůžeme o ní mluvit jako o ideální. Vzhledem k husté obsádce a prostředí, které není nijak obohacené se jedná spíše o systémy, které jsou výhodné pro životní prostředí, ne však pro welfare ryb.



Obr. 6 Fotografie znázorňující systém chovu RAS, dostupné z:

https://niwa.co.nz/sites/niwa.co.nz/files/images/teasers/bream-bay-aquaculture-IMG_1541.JPG



Obr. 7 Fotografie ukazuje chov ryb v RAS, dostupné z:

https://www.wur.nl/upload_mm/c/7/3/33ac5e95-5339-41d0-9c46-c969d16cf626_RAS-2021_55f89ffc_750x400.jpg

3.5.2 Akvária

Akvária bývají využívána zejména v hobby chovech. Jedná se poměrně o rozšířený koníček v domácnostech po celém světě. I přes to, že ryby v těchto zařízeních bývají chované spíše jako „domácí mazlíčci“, může i tak docházet k určitým situacím, které vedou k narušení welfare chovaných ryb. Možná rizika spojená s chovem ryb v akváriích jsou např. stísněný prostor, nevyhovující kvalita a teplota vody nebo nevhodná potrava. Dalším faktorem může být vysoká manipulace s živočichy během nákupu a přepravy (Huntingford et al. 2006).

3.5.3 Výzkumné laboratoře

Huntingforda et al. (2006) uvádí, že takovýto výzkum, včetně studia ryb, je v mnoha zemích silně regulován zákonem. Podle autora výzkum v oblasti rybolovu často využívá elektrolovu, značkování, stříhání ploutví nebo jiné označení ryb které potenciálně může způsobovat bolest či zranění. Během výzkumu je s rybami často manipulováno, což vede ke stresu a potenciálně i k poranění.

3.5.4 Ryby ve volné vodě

Prostředí ve volné přírodě může rovněž na ryby působit negativně. Příkladem je mnoho vnějších vlivů působících na živočichy, velký výdej energie během rozmnožování, nacházení potravy či vyčerpání tělesných rezerv, což bývá často doprovázeno stresem a následně snížením tělesné kondice. Huntingford et al. (2006) uvádí, že tyto předpoklady představují problém při posuzování welfare, protože ve volné přírodě mohou nastat situace, které nejsou z pohledu životních podmínek ryb ideální a nejsou vůbec způsobeny činností člověka. Životní pohoda ryb však může být i ve volné přírodě negativně ovlivněna lidmi. Příkladem je zdevastování přírodních stanovišť, snížení dostupnosti potravy, výsadba nepůvodních druhů či vystavení ryb znečišťujícím látkám (Huntingford et al. 2006). Další velký problém pro rybí welfare může představovat úprava vodních toků pro potřeby člověka (Hanel & Lusk 2005).

3.6 Ohrožení welfare

Hustota obsádky

Hustota obsádky je klíčovým faktorem zejména v intenzivní akvakultuře, kde je chováno velké množství ryb na malém prostoru. Hustota osazení zahrnuje počet ryb na jednotku 3 D prostoru v závislosti na hmotnosti ryb, na objem statické vody a rybí biomasy v jednotce objemu tekoucí vody za určitou jednotku času (Conte 2004). Má, proto přímý vliv na pohodu ryb v daném prostředí. Pro intenzitu obsádky je hlavním limitujícím faktorem udržení dobré kvality vody. S tím souvisí množství rozpuštěných látek, obsah kyslíku a odpadních látek, které ryby produkují. Je tedy jednoznačné, že větší obsádka produkuje více odpadních látek, spotřebovává více kyslíku a kvalita vody je tím horší než u obsádky menší.

V souvislosti se stresem Baldwin (2011) uvádí, že ryby chované v nádrži o hustotě osazení 40 kg/m³ vykazovaly vyšší hladiny kortizolu ve srovnání s rybami chovanými v nádrži o hustotě osazení 10 kg/m³. Je však důležité dodat, že každý druh má jiné fyziologické nároky na prostor, a tedy i jinak snáší hustotu osazení. Například lososa obecného (*Salmo salar* Linné,

1758) lze chovat při hustotě 80 kg/m³ bez nepříznivých účinků na růst a zdraví jedinců (Soderberg et al., 1993), zatímco pstruh duhový se chová při hustotě obsádky 100 kg/m³ a např. keříčkovec červenolemý (*Clarias gariepinus* Burchell, 1882) se chová při hustotě v rozmezí 250-350 kg/m³ (Buřič & Kouřil, 2011;

Látky ve vodě

Látky ve vodě přímo ovlivňují její kvalitu a kvalita vody zase přímo ovlivňuje welfare ryb, které v ní žijí. Zásadní změny stavu vody snižují růst ryb a podporují stres, který může potenciálně zvyšovat výskyt onemocnění a bránit správnému uzdravování (Szeremeta 2010). Špatná kvalita vody může také způsobit patologické změny, poškození orgánů a ve vážných případech i smrt. Subletální účinky špatné kvality vody mohou být spojovány s vyšším výskytem vícečetných onemocnění (Branson 2008).

Jedním z nejdůležitějších parametrů kvality vody je obsah kyslíku. Kyslík je nezbytný nejen pro dýchání vodních živočichů, ale také pro aerobní rozklad organické hmoty (Branson 2008). Spotřeba kyslíku závisí na druhu, stupni metabolismu, aktivitě jedince, množství krmné dávky ale také na velikosti konkrétní ryby. Zajímavé je, že čím je ryba menší, tím má větší spotřebu kyslíku na jednotku hmotnosti (Branson 2008). Nelze opomenout, že ryby se dělí do čtyř základních skupin, dle intenzity spotřeby kyslíku viz Tab. 2 (Hanel & Lusk 2005).

Tab. 2 – Náročnost různých druhů ryb na kyslík (Hanel & Lusk 2005).

Náročnost na kyslík	Obsah O ₂	Konkrétní druhy
Velmi náročné ryby	8-12 mg. l ⁻¹	Lososovití, vrankovití
Náročné ryby	7-10 mg. l ⁻¹	Lipan, hrouzek, candát
Středně náročné ryby	4-8 mg. l ⁻¹	Okounovití, štika, kaprovití
Nenáročné ryby	Pod 4 mg. l ⁻¹	Cejn, lín, karas

Uvádí se také rozčlenění na 4 pásma podle gradientu od rychle tekoucích vod po vody stojaté. Toto třídění podal poprvé zoolog A. Frič v roce 1889. Jedná se o pásmo pstruhové (velmi náročné, čisté horské potoky s velkým spádem), lipanové (náročné, pohorské potoky a říčky), parmové (středně náročné, střední úseky řek, široké koryto) a cejnové (nenáročné, nížinné pomalu tekoucí a stojaté vody).

Podle této tabulky je jasné, že každý druh ryby vyžaduje jiné nároky na obsah kyslíku ve vodě. Pokud chceme rybám zajistit dobré životní podmínky a bezproblémové welfare, musíme jim poskytnout odpovídající prostředí. Při nedostatku kyslíku se u ryb projevuje dušení, snížení příjmu potravy a shromažďování se v hejnech na místech s nejvyšším obsahem kyslíku, tedy u přítoku. Bývají malátné, poddajné a neaktivní, nereagují na podráždění, častá je absence únikového reflexu. V případě poklesu rozpuštěného kyslíku ve vodě pod letální úroveň přechází dušení do bezvědomí a následuje úhyn (Branson 2008). Anatomické změny viditelné na těle představuje výrazně světlá kůže, překrvené až cyanotoxické žábry, žaberní lístky jsou slepené

(Hanel & Lusk 2005). Stejně tak jako nedostatek kyslíku působí na ryby negativně, může tak působit i jeho přebytek. K přesycení kyslíkem dochází však jen vzácně a nejčastěji se tak stává při přepravě. Kritická hodnota nasycení vody kyslíkem z hlediska bezpečnosti pro ryby je 250 až 300 % (Svobodová et al. 2000).

Dalšími látkami, které mohou způsobovat problémy spojené s pohodou ryb jsou například amoniakální dusík, který je primárním produktem rozkladu živočišných dusíkatých látek. Ve vodě je amoniakální dusík přítomen ve dvou formách a jejich toxicita se zásadně liší. Jedná se o amonný ion (NH_4^+) a amoniak (NH_3). Jako nejvyšší přípustná koncentrace amoniaku pro kaprovité ryby $0,05 \text{ mg.l}^{-1}$, pro lososovité ryby je to $0,0125 \text{ mg.l}^{-1}$. Přesycení amoniakem je pro ryby velice nebezpečné, ve většině případů fatální. Způsobuje otravy, toxickou nekrózu žaber či autointoxikaci (Hanel & Lusk 2005). V RAS je riziko otravy amoniakálním dusíkem velice vysoké. Dochází k němu zejména kvůli výkyvům v krmném režimu nebo špatné funkci biologické filtrace. Vzhledem k vysoké hustotě obsádky na limitující objem vody, se mohou ryby snadno otrávit vlastními metabolity, jako jsou dusík a amoniak. Jedná se o specifické riziko, které intenzivní akvakultura představuje.

Teplota vody

Neméně důležitým parametrem pro kvalitu vody, a tedy i kvalitu welfare ryb je teplota. Je důležité si uvědomit, že každý druh má jiné nároky na teplotu stejně jako na nasycení kyslíkem, jak už bylo zmíněno výše.

Ryby se řadí mezi ektotermní (jinak také poikilotermní) živočichy, mají tedy omezenou schopnost termoregulace. Z tohoto důvodu teplota vody přímo ovlivňuje nejen jejich duševní pohodu, ale také fyzické zdraví a vůbec přežití. Podle teploty vody, ve které dané druhy ryb žijí, je dělíme na teplomilné a studenomilné. Podle toho je nutné postupovat v jakémkoliv chovu, ať už se jedná o chov produkční či zájmový. Obecně platí, že jakékoliv výkyvy teploty pod její minimum či nad její maximum způsobují stres a působí na organismus negativně. Velké problémy způsobuje i náhlá změna teploty, zejména prudké snížení. Taková to změna vyvolá u ryb šok, ochrnutí dýchacího svalstva a následnou smrt (Hanel & Lusk 2005).

Manipulace

S každou manipulací jsou živá zvířata vystavována intenzivnímu stresu. Ať už se jedná o manipulaci během odlovu, přepravě či přemísťování mezi jednotlivými chovnými systémy, vždy se jedná o významné narušení welfare. Je tedy zapotřebí dbát na správné a šetrné zacházení s rybami, aby došlo k minimalizaci stresu a ideálně eliminaci všech zranění, které při manipulaci často vznikají. U vodních živočichů, jako jsou ryby, je navíc nesmírně důležité, aby nedošlo k jejich „přidušení“, tedy je nutné kontrolovat přívod kyslíku. Samotné vyjmutí ryby z vodního prostředí u ní vyvolává stres. Navíc zapříčiňuje mimořádné fyziologické reakce a mělo by být prováděno zcela výjimečně jeli to nezbytné (Ashley 2007).

Conte (2004) uvádí, že expozice ryb na vzduchu po dobu 3 minut vedla k 50násobnému zvýšení hladiny kortizolu v krevní plazmě pozorovaných jedinců. Experiment byl proveden na mořanu zlatém (*Sparus aurata* Linné, 1758).

Důležitou roli při manipulaci hraje slizový povlak, který rybám pokrývá celé tělo. Usnadňuje jim pohyb ve vodě a během manipulace mimo vodní prostředí je chrání před oděrkami a jinými poraněními kůže (Baruš et al. 1995). Dále plní svou funkci při osmoregulaci a ochraně těla před infekcí. Aby se zamezilo setření a narušení slizového povlaku ryb, je třeba při manipulaci s nimi mít vždy mokré ruce, či měkké mokré rukavice (Conte 2004).

Omezení potravy

Ryby bývají často zbaveny potravy před určitými úkony jako je manipulace, přeprava, léčba či porážka. Takovéto řízené hladovění slouží k vybrždění rybího střeva a ke snížení metabolismu, spotřeby kyslíku a produkce odpadních látek. Lososi bývají často zbaveni potravy několik dní či dokonce týdnů před samotnou porážkou (Ashley 2007). FAWC (Farm Animal Welfare Committee) však vyhladovění ryb po takto dlouhý časový interval nedoporučuje. Jedinou výjimkou je období do 72 hodin před porážkou či manipulací. FAWC dále uvádí, že ryby by neměly být zbaveny potravy z jakéhokoli jiného důvodu, než je porážka či manipulace (FAWC, 1996). Ryby, které jsou vystaveny dlouhodobému hladovění mohou mít rovněž zhoršené welfare. Ryby chované na farmách, které jsou o potravu připraveni na krátkou dobu za vhodných podmínek (teplota vody, roční období) nemusí mít problémy spojené s welfare (FSBI, 2002).

Porážka

Humánní metody porážky zvířat jsou založeny na principu, že zvíře je usmrceno rychle s minimálním strachem a bolestí nebo utrpením (FAWC 1996). Otázkou zůstává, zda něco jako „humánní usmrcení“ je vůbec možné. Zvláště pak v akvakultuře, kde mnoho metod porážky bylo vyvinuto nikoli k minimalizaci stresu, ale k dosažení kontroly kvality produktů, účinnosti a bezpečnosti zpracovatelů (Conte 2004). Hlavním pravidlem, které vyplývá ze zásad welfare, je omráčení ryb bezprostředně před porážkou metodou, která způsobí okamžitou ztrátu vědomí, a která trvá až do smrti (FAWC, 1996). Minimalizace stresu před porážkou a používání humánních metod porážky také zlepšuje kvalitu rybích produktů v řadě oblastí (Robb et al. 2000; Skjervold et al. 2001; Southgate & Wall 2001; Robb & Kestin 2002; Poli et al. 2005). Techniky porážky v akvakultuře jsou velmi rozmanité a druhy ryb se liší svou reakcí na různé metody (např. citlivost na nedostatek kyslíku) (Morzel et al. 2003). Některé ze současných komerčních technik jsou z hlediska welfare naprosto nepřijatelné. Příkladem je porážka pstruha duhového. Ta může probíhat i tak, že se pstruh vyjme z vody a následně se „udusí“ v ledové drti. To ovšem způsobuje rybě velké utrpení v podobě úzkosti a dušení po dobu až 14 minut, jelikož ztráta mozkových funkcí a vědomí při této metodě není okamžitá (Kestin et al. 1991;

Robb et al. 2000; Lines et al. 2003). Další nepřijatelnou metodou usmrčení je řezání žaber bez předchozího omráčení. I během této metody je ryba plně při vědomí a vykrvení trvá až několik minut (Robb et al. 2000). Obzvláště kruté metody usmrčení jsou používány při porážce úhořů. Nejprve se úhoři zbaví slizu a to tak, že jsou umístěni do suché nádrže a následně je přidána sůl či kapalný amoniak. Tím se denaturuje slizový povlak, který chrání kůži. Daný proces může trvat až 20 minut. Následně se úhoři omyjí (již zbaveni slizového povlaku) a vykuchají se. Okamžik smrti může však nastat až u konce procesu – tedy přibližně po 1 hodině (Robb et al. 2002; Van de Vis et al. 2003). Za tzv. humánní porážku je považováno např. omračování ryb ve vodě pomocí elektrického proudu v kombinaci s dusíkem. Při této metodě by se mělo dosáhnout okamžité ztráty vědomí (Van de Vis et al. 2003). Další potenciální výhodou této metody je, že ryby není třeba vyjímat z vody, omezovat, manipulovat s nimi nebo je vyčleňovat, až do bodu omráčení (Robb et al. 2002; Lines et al. 2003). Je nesmírně důležité, aby personál provádějící tyto úkony byl řádně proškolen. Hlavním důvodem je správné použití elektrického proudu, konkrétně jeho intenzity. Příliš slabé působení by mohlo způsobit neúplné omráčení ryb, či pouze jejich paralyzaci. Příliš silné by naopak mohlo rybám poškodit orgány, kůži, způsobit zlomeniny kostí a krvácení (Robb et al. 2002; Lines et al. 2003).

3.7 Současné názory na welfare ryb

Současné chápání problematiky welfare ryb se u řady odborníků poměrně liší. Pokračující výzkum však stále zdokonaluje poznatky, které nám toto téma pomáhají přiblížit, lépe identifikovat a hodnotit. Welfare ryb je celkově složitějším tématem než welfare vyšších obratlovců zejména savců. Mimo to, je to téma, které se v poslední době teprve dostává do popředí. Podle mnoha autorů je potřeba rybu nahlížet jako na živý organismus s poměrně složitým nervovým systémem, který jí umožňuje cítit a chápat nejrůznější podněty.

Základním pilířem pro zlepšení životních podmínek ryb, je skutečnost, zda ryby opravdu dokážou vnímat nepříjemné pocity a bolest či nikoliv.

Obecně se vyskytuje tendence spojovat anatomický, humorální a fyziologický původ bolesti, který existuje u lidí s tím, jaký mají zvířata (Iwama 2007). Pro správné posouzení těchto parametrů je nutné znát anatomii a fyziologii ryb. Tomuto tématu se ve své práci věnuje Sneddon et al. (2003) či Gregory & Wood (1999). Autoři této práce prokázali přítomnost nociceptorů u pstruha duhového, které reagují na tepelné i chemické podráždění. Pokus prokázal, že pstruzi, vykazují po aplikaci včelího jedu neobvyklé a neklidné chování, a naopak při nasazení léčby morfinem se behaviorální reakce snižují (Sneddon et al. 2003). Tento výzkum podle autorů prokázal přítomnost a funkčnost receptorů pro bolest u ryb.

K opačnému závěru se ve své práci přiklání autor James D. Rose. Ten tvrdí, že ryby nejsou schopné z anatomického hlediska zažívat strach ani mít vědomí tak, jak ho známe my ze své lidské perspektivy. Důvodem je absence neokortexu (mozkové kůry) u ryb, který se u lidí o tyto pocity a vjemy stará (Rose 2002). Rose (2003) také poukazuje na to, že antropomorfní přístup podkopává objektivní pohledy na posuzování nelidských organismů tedy zvířat. S tímto názorem osobně nesouhlasím, jelikož byla přítomnost nociceptorů a behaviorálních reakcí na bolestivé podněty potvrzena v několika studiích. Tyto myšlenky podložili svým výzkumem autoři Gregory & Wood (1999). Barton (1987) zase potvrzuje stresovou odezvu ryb na

nepříjemné a bolestivé situace. Mnoho autorů prokázalo behaviorální, anatomické i fyziologické změny u ryb jako reakci na zhoršené welfare. Tato oblast úzce souvisí s tím, zda jsou ryby schopny cítit, a dokonce nějakým způsobem reagovat na bolestivé podněty a nepříjemné situace.

Diskutované oblasti blahobytu ryb neexistují izolovaně, ale úzce spolu souvisí a navzájem se ovlivňují. Ve výsledku společně působí na celkový welfare jednotlivce. Jednotlivými oblastmi rozumíme např. hustotu obsádky, stravu, techniku chovu, prostředí. Dále je potřeba brát v úvahu rozdílnosti mezi jednotlivými druhy ryb v citlivosti na stres (Overli et al. 2005).

Problémem při chápání welfare ryb může být také naše vnímání těchto živočichů. Člověk své působení lidskosti a etických ohledů rozšiřuje na určitou skupinu zvířat. Do této skupiny patří zejména zvířata, která člověk chová jako domácí mazlíčky. Na rybu je nahlíženo jak z hlediska domácího mazlíčka, tak z hlediska produkčního, tedy ryba je produkt a my se k ní chováme pouze jako konzumenti. Zajímavé je, že pokud je peněžní hodnota určitých druhů ryb v zájmovém chovu vysoká, dramaticky stoupá také zájem o kvalitu jejich welfare. Welfare v jakémkoliv chovu je tedy vždy zcela v kompetenci člověka.

4 Závěr

K lepšímu a co nejrealističtějšímu pochopení rybiho vnímání a cítění je potřeba dokonale znát anatomii, fyziologii a etologii těchto živočichů. Jen tak můžeme objektivně posoudit naše chování k nim a směřovat ke zlepšování životních podmínek ryb chovaných v akvakultuře. Zejména pak akvakultura intenzivní si žádá zvýšené pozornosti v souvislosti se zlepšováním welfare, jelikož právě v tomto odvětví dochází k nejzávažnějšímu narušování životní pohody ryb.

V této práci je shrnuto několik dosavadních studií, které prokazují, že ryby skutečně cítí a vnímají (nejen) bolest a je tedy na místě věnovat pozornost jejich welfare. Přestože toto téma začalo na popularitě nabývat teprve nedávno, existuje mnoho relevantních studií. K rozšíření zájmu o tyto živočichy a jejich životní pohodu také přispěla široká veřejnost. Její zájem o dobré životní podmínky ryb v posledních letech rapidně stoupl, a i nadále roste. Také běžní konzumenti zvýšili svůj zájem o to, odkud produkt, tedy ryba, pochází a jakou má minulost. Jak už bylo zmíněno výše, studie prokazují, že zlepšení podmínek welfare se jednoznačně projeví na kvalitě produkce. Tedy čím lepší život ryba během odchovu má, tím lepší je výsledný produkt a potenciální konzument o něj projeví větší zájem.

Pochopení tohoto tématu a snaha o zlepšení životních podmínek se ve výsledku projeví jak na kvalitě života ryb, které v akvakultuře chováme, tak na kvalitě produkce a spokojenosti konzumenta. V neposlední řadě nové výzkumy přinesou přesnější informace a východiska, jak těmto živočichům zajistit lepší životní podmínky.

5 Seznam použité literatury

Agriculture and Economic Development Analysis Division. 1996. The State of Food and Agriculture (SOFA). Rome, Italy.

Appleby M C. 1999. What should we do about animal welfare. Wiley-Blackwell. *Aquaculture*, **26**: 189-191

Ashley, P.J., 2007. Fish welfare: current issues in aquaculture. *Applied Animal Behaviour Science*, 104(3-4), pp.199-235.

Badiola M, Mendiola, D., Bostock, J. 2012. Recirculating Aquaculture Systems (RAS) analysis: Main issues on management and future challenges. *Aquacultural Engineering*, 51, 26-35.

Baldwin L. 2011. The effects of stocking density on fish welfare.

Baruš V. et. al. 1995. *Mihulovci - Petromyzontes a ryby - Osteichthyes*. Vyd. 1. Praha: Academia, 1995, 623 s. ISBN 80-200-0500-5.

Bateson P. 1991. Assessment of pain in animals. *Animal behaviour*, 42(5), 827-839.

Bekoff M, Sherman P. W. 2004. Reflections on animal selves. *Trends in ecology & evolution*, 19(4), 176-180.

Berejikian BA, Tezak, EP, LaRae, AL. 2003. Innate and enhanced predator recognition in hatchery-reared chinook salmon. *Environmental Biology of Fishes*, 67(3), 241-251.

Bisazza A, Rogers LJ, Vallortigara G. 1998. The origins of cerebral asymmetry: a review of evidence of behavioural and brain lateralization in fishes, reptiles and amphibians. *Neuroscience & Biobehavioral Reviews*, 22(3), 411-426.

Branson EJ, Turnbull T. 2008. Welfare and deformities in fish. *Fish welfare*, 201-216.

Branson EJ. (ed.). 2008. *Fish welfare*. John Wiley & Sons.

Bregnballe J. 2015. A guide to recirculation aquaculture. *FAO Eurofish Rep*, 100.

Broom D. 1998. Fish welfare and the public perception of farmed fish. *report Aquavision*, 98, 89-91.

Brown GF, Chivers DP. 2006. Learning about danger: chemical alarm cues and the assessment of predation risk by fishes. *Fish and Aquatic Resources Series*.

Buřič M, Kouřil J. 2011. *Technologie chovu ryb v recirkulačním systému dánského typu v podmínkách ČR*. Jihočeská univerzita, Fakulta rybářství a ochrany vod.

Buske-Kirschbaum A, Grotta L, Kirschbaum C, Bienen T, Moynihan J, Ader R, Felten DL. 1996. Conditioned increase in peripheral blood mononuclear cell (PBMC) number and corticosterone secretion in the rat. *Pharmacology Biochemistry and Behavior*, 55(1), 27-32.

Butler AB. 2000. Nervous system. In *The laboratory fish* (pp. 331-355). Academic Press

Cameron AA, Plenderleith MB, Snow, PJ. 1990. Organization of the spinal cord in four species of elasmobranch fish: Cytoarchitecture and distribution of serotonin and selected neuropeptides. *Journal of Comparative Neurology*, 297(2), 201-218.

Cantalupo C, Bisazza A, Vallortigara G. 1995. Lateralization of predator-evasion response in a teleost fish (*Girardinus falcatus*). *Neuropsychologia*, 33(12), 1637-1646.

Carbajal A, Reyes-López FE, Tallo-Parra O, Lopez-Bejar M, Tort L. 2019. Comparative assessment of cortisol in plasma, skin mucus and scales as a measure of the hypothalamic-pituitary-interrenal axis activity in fish. *Aquaculture*, 506, 410-416.

Conte FS. 2004. Stress and the welfare of cultured fish. *Applied Animal Behaviour Science*, 86(3-4), 205-223.

Cordero MI, Merino JJ, Sandi C. 1998. Correlational relationship between shock intensity and corticosterone secretion on the establishment and subsequent expression of contextual fear conditioning. *Behavioral neuroscience*, 112(4), 885.

De Armentia ML, Cabanes C, Belmonte C. 2000. Electrophysiological properties of identified trigeminal ganglion neurons innervating the cornea of the mouse. *Neuroscience*, 101(4), 1109-1115.

De Felipe, C, Gonzalez, G G, Gallar, J, Belmonte C. 1999. Quantification and immunocytochemical characteristics of trigeminal ganglion neurons projecting to the cornea: effect of corneal wounding. *European Journal of Pain*, 3(1), 31-39.

DiBattista JD, Anisman H, Whitehead M, Gilmour KM. 2005. The effects of cortisol administration on social status and brain monoaminergic activity in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Journal of Experimental Biology*, 208(14), 2707-2718.

Domenici P, Blake R. 1997. The kinematics and performance of fish fast-start swimming. *The Journal of Experimental Biology*, 200(8), 1165-1178.

Donaldson EM. 1981. The pituitary-interrenal axis as an indicator of stress in fish. *Stress and fish*, 11-47.

- Ehrensing RH, Michell GF, Kastin AJ. 1982. Similar antagonism of morphine analgesia by MIF-1 and naloxone in *Carassius auratus*. *Pharmacology Biochemistry and Behavior*, 17(4), 757-761.
- Ellis, T., Yildiz, H.Y., López-Olmeda, J., Spedicato, M.T., Tort, L., Øverli, Ø. and Martins, C.I., 2012. Cortisol and finfish welfare. *Fish physiology and biochemistry*, 38(1), pp.163-188.
- FAO. 2018. *The State of World Fisheries and Aquaculture 2018. In brief. Sustainability in action*. Rome.
- FAO. 2020. *The State of World Fisheries and Aquaculture 2020. In brief. Sustainability in action*. Rome.
- FAWC, 1993
- FAWC, 1996
- Fendt M, Fanselow MS. 1999. The neuroanatomical and neurochemical basis of conditioned fear. *Neuroscience & Biobehavioral Reviews*, 23(5), 743-760.
- Fraser D, Weary DM, Pajor EA, Milligan BN. 1997. A scientific conception of animal welfare that reflects ethical concerns.
- FSBI. 2002. Fish Welfare. Briefing Paper 2, Fisheries Society of the British Isles, Granta Information Systems, Cambridge
- Gaisler J, Zima J. 2018. *Zoologie obratlovců 3. vypracované vydání*. Academia, Praha
- Gentle MJ, Tilston V, McKeegan DEF. 2001. Mechanothermal nociceptors in the scaly skin of the chicken leg. *Neuroscience*, 106(3), 643-652.
- Goddek S, Joyce A, Wuertz S, Körner O, Bläser I, Reuter M, Keesman KJ. 2019. Decoupled aquaponics systems. *Aquaponics food production systems*, 201.
- Gregory TR, Wood CM. 1999. The effects of chronic plasma cortisol elevation on the feeding behaviour, growth, competitive ability, and swimming performance of juvenile rainbow trout. *Physiological and Biochemical Zoology*, 72(3), 286-295.
- Hanel L, Lusk S, Andreska, J. 2013. Huchen in the Czech Republic: A review. *Fisheries & Aquatic Life*, 21(3), 143-154.
- Helfman GS, Winkelman DL. 1997. Threat sensitivity in bicolor damselfish: effects of sociality and body size. *Ethology*, 103(5), 369-383.

Helfrich LA, Libey GS. 2009. Should you attempt fish farming? Considerations for prospective fish growers.

Huntingford FA, Adams C, Braithwaite VA, Kadri S, Pottinger TG, Sandøe P, Turnbull JF. 2006. Current issues in fish welfare. *Journal of fish biology*, 68(2), 332-372.

Chandroo KP, Duncan IJ, Moccia, R. D. 2004. Can fish suffer?: perspectives on sentience, pain, fear and stress. *Applied Animal Behaviour Science*, 86(3-4), 225-250.

Chrousos GP. 1998. Stressors, stress, and neuroendocrine integration of the adaptive response: The 1997 Hans Selye Memorial Lecture. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 851(1), 311-335.

Iwama GK. 2007. The welfare of fish. *Diseases of Aquatic Organisms*, 75(2), 155-158.

Jentoft S. 2005. Fisheries co-management as empowerment. *Marine policy*, 29(1), 1-7.

Kadri, S., 2009. Taking account of fish welfare: lessons from aquaculture. *Journal of Fish Biology*, 75(10), pp.2862-2867.

Kouřil J, Drozd B, Prokešová M, Stejskal V. 2013. Intensive Rearing of African Sharptooth Catfish (*Clarias gariepinus*).

Laland KN, Brown C, Krause J. 2003. Learning in fishes: from three-second memory to culture. *Fish and Fisheries*, 4(3), 199-202.

Lankford SE, Weber GM. 2006. Associations between plasma growth hormone, insulin-like growth factor-I, and cortisol with stress responsiveness and growth performance in a selective breeding program for rainbow trout. *North American Journal of Aquaculture*, 68(2), 151-159.

Lines JA, Spence J. 2012. Safeguarding the welfare of farmed fish at harvest. *Fish physiology and biochemistry*, 38(1), 153-162.

Luiten PGM. 1975. The central projections of the trigeminal, facial and anterior lateral line nerves in the carp (*Cyprinus carpio* L.). *Journal of Comparative Neurology*, 160(3), 399-417.

Lynn B. 1994. The Wbre composition of cutaneous nerves and the classification and response properties of cutaneous aVerents

Martins CIM, Eding EH, Verdegem MC, Heinsbroek LT, Schneider O, Blancheton JP, Verreth JAJ. 2010. New developments in recirculating aquaculture systems in Europe: A perspective on environmental sustainability. *Aquacultural engineering*, 43(3), 83-93.

Mazeaud F, 1981. Morpholine, a nonspecific attractant for salmonids. *Aquaculture*, 26(1-2), 189-191.

- Mazeaud F. 1981. Morpholine, a nonspecific attractant for salmonids particular reference to nociception. *Pain Rev* 1:172–183
- McCarty R. 2016. The alarm phase and the general adaptation syndrome: two aspects of Selye's inconsistent legacy. In *Stress: Concepts, Cognition, Emotion, and Behavior* (pp. 13-19). Academic Press.
- McCormick SD. 2001. Endocrine control of osmoregulation in teleost fish. *American zoologist*, 41(4), 781-794.
- Milligan CL, Hooke GB, Johnson C. 2000. Sustained swimming at low velocity following a bout of exhaustive exercise enhances metabolic recovery in rainbow trout. *Journal of Experimental Biology*, 203(5), 921-926.
- Milligan CL. 1996. Metabolic recovery from exhaustive exercise in rainbow trout. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, 113(1), 51-60.
- Moreira PSA, Volpato GL. 2004. Conditioning of stress in Nile tilapia. *Journal of Fish Biology*, 64(4), 961-969.
- Morgan JD, Iwama GK. 1996. Cortisol-induced changes in oxygen consumption and ionic regulation in coastal cutthroat trout (*Oncorhynchus clarki clarki*) parr. *Fish Physiology and Biochemistry*, 15(5), 385-394.
- Morzell M, Sohler D, Van de Vis H. 2003. Evaluation of slaughtering methods for turbot with respect to animal welfare and flesh quality. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 83(1), 19-28.
- Munro AD, Pitcher TJ. 1985. Steroid hormones and agonistic behavior in a cichlid teleost, *Aequidens pulcher*. *Hormones and Behavior*, 19(4), 353-371.
- Murray CS, Malvezzi A, Gobler CJ, Baumann H. 2014. Offspring sensitivity to ocean acidification changes seasonally in a coastal marine fish. *Marine Ecology Progress Series*, 504, 1-11.
- Nelson JA. 2014. Breaking wind to survive: fishes that breathe air with their gut. *Journal of Fish Biology*, 84(3), 554-576.
- Northcutt RG. 1981. Evolution of the telencephalon in nonmammals. *Annual review of neuroscience*, 4(1), 301-350.

O'Shea R, Howe C, Collins A. Offshore Multi-Use Setting: Introducing Integrative Assessment Modelling to Alleviate Uncertainty of Developing Seaweed Aquaculture Inside Wind Farms. Available at SSRN 4067062.

Øverli Ø, Winberg S, Pottinger TG. 2005. Behavioral and neuroendocrine correlates of selection for stress responsiveness in rainbow trout—a review. *Integrative and comparative biology*, 45(3), 463-474.

Pickering AD. 1993. Endocrine-induced pathology in stressed salmonid fish. *Fisheries Research*, 17(1-2), 35-50.

Pickering AD. 1993. Growth and stress in fish production. In *Genetics in aquaculture* (pp. 51-63). Elsevier.

Poli BM, Parisi G, Scappini F, Zampacavallo G. 2005. Fish welfare and quality as affected by pre-slaughter and slaughter management. *Aquaculture International*, 13(1), 29-49.

Portavella M, Torres B, Salas C. 2004. Avoidance response in goldfish: emotional and temporal involvement of medial and lateral telencephalic pallium. *Journal of Neuroscience*, 24(9), 2335-2342.

Portavella M, Vargas JP, Torres B, Salas C. 2002. The effects of telencephalic pallial lesions on spatial, temporal, and emotional learning in goldfish. *Brain research bulletin*, 57(3-4), 397-399.

Rink E, Wullimann MF. 2004. Connections of the ventral telencephalon (subpallium) in the zebrafish (*Danio rerio*). *Brain research*, 1011(2), 206-220.

Robb DH, Roth B. 2003. Brain activity of Atlantic salmon (*Salmo salar*) following electrical stunning using various field strengths and pulse durations. *Aquaculture*, 216(1-4), 363-369.

Robb DHF, Kestin SC. 2002. Methods used to kill fish: field observations and literature reviewed. *Animal welfare*, 11(3), 269-282.

Rose JD. 2002. The Neurobehavioral Nature of Fishes and the Question of Awareness and Pain. *Reviews in Fisheries Science*, vol. 10, iss. 1, s. 1-38.

Rose JD. 2016. Pain in fish: Weighing the evidence. *Animal Sentience*, 1(3), 25.

Shulman MJ. 1985. Recruitment of coral reef fishes: effects of distribution of predators and shelter. *Ecology*, 66(3), 1056-1066.

Skjervold PO, Fjæra SO, Østby PB, Einen O. 2001. Live-chilling and crowding stress before slaughter of Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquaculture*, 192(2-4), 265-280.

- Sloman KA, Taylor AC, Metcalfe NB, Gilmour KM. 2001. Effects of an environmental perturbation on the social behaviour and physiological function of brown trout. *Animal Behaviour*, 61(2), 325-333.
- Smith RJF. 1992. Alarm signals in fishes. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 2(1), 33-63.
- Sneddon LU, Braithwaite VA, Gentle MJ. 2003. Do fishes have nociceptors? Evidence for the evolution of a vertebrate sensory system. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 270(1520), 1115-1121.
- Sneddon LU, Yerbury J. 2004. Differences in response to hypoxia in the three-spined stickleback from lotic and lentic localities: dominance and an anaerobic metabolite. *Journal of fish biology*, 64(3), 799-804.
- Sneddon LU. 2002. Anatomical and electrophysiological analysis of the trigeminal nerve in a teleost fish, *Oncorhynchus mykiss*. *Neuroscience letters*, 319(3), 167-171.
- Sneddon LU. 2003. The evidence for pain in fish: the use of morphine as an analgesic. *Applied Animal Behaviour Science*, 83(2), 153-162.
- Soderberg RW, Meade JW, Redell LA. 1993. Growth, survival, and food conversion of Atlantic salmon reared at four different densities with common water quality. *The Progressive Fish-Culturist*, 55(1), 29-31.
- Southgate P, Wall T. 2001. Welfare of farmed fish at slaughter. *In Practice*, 23(5), 277-284.
- Stevens CW. 2004. Opioid research in amphibians: an alternative pain model yielding insights on the evolution of opioid receptors. *Brain Research Reviews*, 46(2), 204-215.
- Stratholt, M. L., Donaldson, E. M., Liley, N. R. 1997. Stress induced elevation of plasma cortisol in adult female coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*), is reflected in egg cortisol content, but does not appear to affect early development. *Aquaculture*, 158(1-2), 141-153.
- Sumpter JP. 1997. Environmental control of fish reproduction: a different perspective. *Fish Physiology and Biochemistry*, 17(1), 25-31.
- Sumpter JP. 1997. The endocrinology of stress. *Fish stress and health in aquaculture*, 819, 95-118.
- Svobodova Z, Machova J, Poleszczuk G, Hůda J, Hamáčková J, Kroupova H. 2005. Nitrite poisoning of fish in aquaculture facilities with water-recirculating systems. *Acta Veterinaria Brno*, 74(1), 129-137.
- Šoch M. 2005. Vliv prostředí na vybrané ukazatele pohody skotu. 1.vydání, 2005, České Budějovice

Tomie A, Silberman Y, Williams K, Pohorecky LA. 2002. Pavlovian autoshaping procedures increase plasma corticosterone levels in rats. *Pharmacology Biochemistry and Behavior*, 72(3), 507-513.

Toni M, Manciocco, A., Angiulli, E., Alleva, E., Cioni, C. and Malavasi, S., 2019. Assessing fish welfare in research and aquaculture, with a focus on European directives. *Animal*, 13(1), pp.161-170.

Van De Vis H, Kestin S, Robb D, Oehlenschläger J, Lambooij B, Münkner W, Nesvadba P. 2003. Is humane slaughter of fish possible for industry?. *Aquaculture research*, 34(3), 211-220.

Vecino E, Perez MTR, Ekström P. 1995. Localization of enkephalinergic neurons in the central nervous system of the salmon (*Salmo salar* L.) by in situ hybridization and immunocytochemistry. *Journal of Chemical Neuroanatomy*, 9(2), 81-97.

Volpato GL, Gonçalves-de-Freitas E, Fernandes-de-Castilho M. 2007. Insights into the concept of fish welfare. *Diseases of Aquatic Organisms*, 75(2), 165-171.

Webster J. 1999. Welfare: životní pohoda zvířat aneb Střízlivé kázání o ráji. Praha: Nadace na ochranu zvířat. 264 s. ISBN 80-238-4086-X.

Wedemeyer G. 1996. *Physiology of fish in intensive culture systems*. Springer Science & Business Media.

Willis WD, Westlund KN. 1997. Neuroanatomy of the pain system and of the pathways that modulate pain. *Journal of clinical neurophysiology: official publication of the American Electroencephalographic Society*, 14(1), 2.

Winberg S, Lepage O. 1998. Elevation of brain 5-HT activity, POMC expression, and plasma cortisol in socially subordinate rainbow trout. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 274(3), R645-R654.

Yanong RP, Erlacher-Reid C. 2012. Biosecurity in aquaculture, part 1: an overview. *SRAC Publication*, 4707, 522.

Zhang SY, Li G, Wu HB, Liu XG, Yao YH, Tao L, Liu H. 2011. An integrated recirculating aquaculture system (RAS) for land-based fish farming: The effects on water quality and fish production. *Aquacultural Engineering*, 45(3), 93-102.

Zieglgänsberger W. 1986. D-baclofen does not antagonize the actions of L-baclofen on rat neocortical neurons in vitro. *Neuroscience letters*, 72(1), 99-104.

