

Ocena praktyk hodowlanych młodocianych jesiotrów przeznaczonych do zarybienia

mgr inż. Arkadiusz Duda

Praca doktorska wykonana pod kierunkiem:

dr. hab. inż. Piotra Dębowskiego

w Zakładzie Ichtiologii, Hydrobiologii i Ekologii Wód

Evaluation of rearing practices of juvenile sturgeons intended for restocking

Arkadiusz Duda Msc

The doctoral thesis performed under the supervision of

Piotr Dębowski PhD, Dsc

In Department of Ichthyology, HodrobiologiyiAquatic Ecology

Dziękuję mojemu promotorowi
Dr. hab. Piotrowi Dębowskiemu
za poświęcony czas i cenne wskazówki.

Dziękuję również moim Koleżankom i Kolegom
z Zakładu Ichtiologii, Hydrobiologii i Ekologii Wód
za motywację i wsparcie.

Pamięci mojego Taty,
który zabrał mnie kiedyś nad jezioro.

Spis treści

Streszczenie.....	6
Summary.....	8
Wstęp.....	10
Cel i struktura doświadczenia.....	14
Materiały i metody.....	15
Ryby.....	15
Przygotowanie stymulantów chemicznych.....	15
Podchów.....	17
Eksperyment.....	19
Analizy statystyczne.....	22
Wyniki.....	24
Dyskusja.....	50
Wnioski.....	59
Literatura.....	60
Załączniki.....	76
Wykaz tabel.....	91
Wykaz rysunków.....	92

Streszczenie

Ryby jesiotrowate są najbardziej zagrożoną wymarciem grupą zwierząt. W wielu miejscach na świecie prowadzone są programy odbudowy lub czynnej ochrony zagrożonych populacji ryb jesiotrowatych. W Polsce jesiotr ostronosy wyginął w połowie ubiegłego stulecia i obecnie również tu, trwają prace nad przywróceniem tego gatunku do wód zlewni Bałtyku. Współczesne badania wskazują, że ważnym elementem takich działań jest jak najlepsze przystosowanie ryb do życia w naturze przed ich wypuszczeniem. Celem pracy była ocena niekonwencjonalnych praktyk hodowlanych, które mogłyby wpłynąć na zwiększenie adaptacji larw jesiotra ostronosego i sterleta do środowiska naturalnego przed zarybieniem.

Przeprowadzono podchowu eksperymentalne w 5 wariantach, które trwały u obu gatunków, od 14 do 38 dnia po zapłodnieniu. Użyto żwiru i kamieni oraz kształtek hydraulicznych jako wzbogaceń strukturalnych, a także substancji alarmowej własnego gatunku i substancji alarmowej własnego gatunku połączonej z zapachem drapieżnika dla symulacji zagrożenia i próby warunkowania zapachu drapieżnika jako niebezpieczeństwo. Podchów w tradycyjnych warunkach pełnił funkcję próby kontrolnej. U obu gatunków podchów na substracie naturalnym cechował się wysoką śmiertelnością i został przerwany ze względu na nieracjonalny poziom strat. Pozostałe warianty podchowu cechowały się typową przeżywalnością i tempem wzrostu. Długości i masy larw w grupach kontrolnych obu gatunków były istotnie niższe niż w każdej z pozostałych grup. Długości i masy larw w grupach eksperymentalnych nie różniły się między sobą w obrębie gatunku.

Po okresie podchowu badano reakcje behawioralną i wykorzystanie różnorodnych siedlisk na bodźce zapachowe symulujące realne zagrożenie oraz pochodzące od ryb niedrapieżnych. Próby prowadzono w arenie doświadczalnej w której wytyczono 3 strefy: „otwartą”, „przy ścianie” i „kryjówek”. Po okresie krótkiej adaptacji stymulowano larwy bodźcami zapachowymi i nagrywano ich reakcję. Do stymulacji zapachowej użyto wody z basenów podchowowych, substancji alarmowej własnego gatunku, niespecyficznej substancji alarmowej, zapachu warunkowanego drapieżnika, zapachu nie warunkowanego drapieżnika i zapachu ryby niedrapieżnej. Zarówno u jesiotra ostronosego jak i u sterleta ryby podchowywane w basenie ze wzbogaceniami strukturalnymi już

przed stymulacją więcej czasu spędzały w strefie z kryjówkami. Reakcje obu gatunków na zastosowane stymulanty różniły się. Wyróżniono trzy główne zachowania obronne. „Zryw” był dominującym zachowaniem obronnym jesiotra ostronosego, niemal nie prezentowanym przez sterleta. „Pętla” była dominującą reakcją behawioralną sterleta i mniej intensywną, ale znaczną - jesiotra ostronosego. Trzecią odnotowaną u obu gatunków reakcją było zwiększenie czasu przebywania w strefie przy ścianie kosztem strefy otwartej. Czas przebywania w strefie z kryjówkami nie zwiększył się po stymulacji nawet w przypadku ryb podchowiwanych w warunkach ze wzbogaceniami strukturalnymi, nie odnotowano też zmiany wykonywanych „bezruchów” oraz prób podjęcia pokarmu.

Odnotowano istotną reakcję behawioralną na wszystkie zastosowane, aktywne stymulanty zapachowe, włączając zapach ryby niedrapieżnej i zapach nie warunkowanego wcześniej drapieżnika, co wskazuje na występowanie neofobii zapachowej na późnolarwalnym etapie rozwoju u jesiotra ostronosego i sterleta. Zarówno zjawisko uczenia się niejednorodnego habitatu jak i neofobii mogą być w przyszłości wykorzystane do zwiększenia efektywności programów ochrony i odbudowy populacji obydwu gatunków.

Słowa kluczowe: jesiotr, ochrona, zarybienia, podchów, wzbogacenia strukturalne, obrona przeciwdrapieżnicza, warunkowanie przeciwdrapieżnicze

Summary

Sturgeon fish are the most endangered group of animals. In many places around the world, programs are being carried out to restore or actively protect endangered sturgeon populations. In Poland, the sturgeon became extinct in the middle of the last century, and currently work is underway to restore this species to the waters of the Baltic Sea basin. Modern research shows that an important element of such activities is the best possible adaptation of fish to life in nature before they are released. The aim of the study was to evaluate unconventional rearing practices that could increase the fitness of the Atlantic sturgeon and sterlet larvae to the natural environment before restocking.

Experimental rearing was carried out in 5 variants, which lasted in both species from 14th to 38th day after fertilization. Gravel with stones as well as hydraulic fittings were used as structural enrichment. The conspecific alarm cue and the conspecific alarm cue combined with predator scent was used to simulate a threat and try to condition the predator odor as a signal of a threat. Rearing in traditional conditions served as a control sample. In both species, rearing on the natural substrate was characterized by high mortality and was prematurely terminated due to the unreasonable level of losses. The remaining rearing variants were characterized by regular survival and growth rates for both species. The length and weight of the larvae in the control groups of both species were significantly lower than in each of the other groups, while the remaining groups did not differ from each other.

After the rearing period, behavioral reactions and the use of various habitats to olfactory stimuli simulating a real threat and coming from non-predatory fish were studied. The tests were carried out in an experimental arena in which 3 zones were marked out: "open", "by the wall" and "cover". After a short adaptation period the larvae were stimulated with the olfactory cues, and the behavioral reaction was recorded. Rearing water, conspecific alarm cue, non-specific alarm cue, conditioned predator odor, non-conditioned predator odor and scent of a non-predatory fish were used as olfactory stimulants. Both the Atlantic sturgeon and sterlet larvae reared in the tank with structural enrichment spent more time in the zone with hiding places even before stimulation. The reactions to stimulants varied for both species. Three main defensive

behaviors were distinguished. "The dash" was the dominant reaction of the Atlantic sturgeon, almost not exhibited by the sterlet. "The loop" was the dominant behavioral response of the sterlet and a less intense but significant behavioral response of the Atlantic sturgeon. The third reaction recorded in both species was to increase the time spent in the zone near the wall at the expense of the open zone. The time spent in the zone with hiding places did not change after the stimulation, even in the case of fish reared in conditions with structural enrichment, and no change in "freezes" or attempts to take food was observed.

There was a significant behavioral response to all applied active olfactory stimulants, including non-predatory fish odor and unconditioned predator odor, indicating late larval olfactory neophobia in sturgeon and sterlet. Both the learning a new habitat and neophobia can be used in the future to increase the effectiveness of programs for the protection and reconstruction of the populations of both species.

Keywords: sturgeon, protection, restocking, rearing, structural enrichment, antipredator defense, antipredator conditioning

Wstęp

Ryby jesiotrowate są jedną z najstarszych rodzin ryb (Hilton et al., 2021; Vavrek et al., 2014), które żyją od około 200 milionów lat w niemal niezmienionej formie (Gardiner, 1984). Jest to jednocześnie najbardziej zagrożona wyginięciem grupa gatunków zwierząt. Z 25 pozostałych gatunków 18 jest krytycznie zagrożonych, z czego 2 prawdopodobnie wymarły już na wolności (IUCN, 2023). Instytut Rybactwa Śródlądowego im Stanisława Sakowicza – Państwowy Instytut Badawczy zaangażował się w proces ochrony i odbudowy populacji dwóch europejskich gatunków jesiotrów: jesiotra ostronosego *Acipenser oxyrinchus* (Kolman et al., 2011b) i sterleta *Acipenser ruthenus* (Kolman et al., 2016a, 2016b)

Jesiotr ostronosy występuje współcześnie na całym wschodnim wybrzeżu Ameryki Północnej od Nowej Fundlandii w Kanadzie do Zatoki Meksykańskiej w Stanach Zjednoczonych (Hilton and Fox, 2022). Gatunek ten zasiedlał basen Morza Bałtyckiego (Ludwig et al., 2009, 2002; Popović et al., 2014) zanim całkowicie wyginął w tym regionie w XX wieku (Gessner et al., 2011; Kolman et al., 2011b, 2011a; Paaver, 1999). Jest to duża ryba anadromiczna, która może przekraczać 4 metry długości (Billard and Lecointre, 2000). Ryby te rozradzają się w rzekach jednak na skutek działalności człowieka w zlewni Morza Bałtyckiego utraciły dostęp do większości naturalnych tarlisk, co w połączeniu z nadmiernymi połowami doprowadziło do upadku populacji (Gessner et al., 2006). Historyczne tarliska jesiotrów w Polsce znajdowały się między innymi w Odrze, Warcie, Drawie i Gwdzie (Arndt et al., 2006; Gessner and Bartel, 2000), oraz Drwęcy, Narwi, Bugu, Sanie, Wiśłoku, Wiśłoce i Dunajcu (Kolman et al., 2011b). a restytucja bałtyckiej populacji jest prowadzona w oparciu o materiał zarybieńiowy i tarlaki pochodzące z Rzeki Św. Jana w Kanadzie (Gessner et al., 2018)

Sterlet jest niedużym gatunkiem z rodzaju *Acipenser*. Jego długość rzadko przekracza 100 cm. Gatunek ten jest szeroko rozpowszechniony w zlewiskach Morza Czarnego, Azowskiego i Kaspijskiego oraz na terenie Syberii pomiędzy dorzeczami Obu i Jeniseju (Gessner et al., 2022). Biologia sterleta znacząco różni się od jesiotra ostronosego. Sterlet całe życie spędza w wodach słodkich i migruje tylko lokalnie w obrębie fragmentów macierzystego dorzecza (Billard and Lecointre, 2000; Birstein, 1993). Sterlet jest kolejnym gatunkiem z rodzaju *Acipenser* wymagającym w Europie

aktywnej ochrony (Demchenko et al., 2021; Guti, 2006; Guti and Gaebele, 2009; Pekárik et al., 2019; Reinartz et al., 2011). Instytut Rybactwa Śródlądowego zainicjował prace mające na celu odbudowę Dniestrzańskich populacji tego gatunku (Fopp-Bayat et al., 2015) w oparciu o odizolowaną populację z górnego Dniestru, w wyniku czego w ówczesnym Zakładzie Ichtiologii uformowano stado tarlaków będących potomstwem ryb dzikich tej populacji (Kolman et al., 2016a, 2016b).

Odbudowa całkowicie zanikłych i wspieranie zagrożonych wyginięciem populacji naturalnych ryb opiera się o wypuszczanie do środowiska naturalnego osobników wychowanych w niewoli. w przypadku jesiotra ostronosego i sterleta podchów taki odbywa się najczęściej w recyrkulacyjnych systemach akwakultury (RAS) (Mohler, 2003; Nicula et al., 2015). RAS zostały zaprojektowane tak aby z maksymalną efektywnością wykorzystywać zasoby wody, energii i nakładu pracy. Odbywa się to jednak kosztem maksymalnego ujednolicenia habitatu i ograniczenia bodźców stymulujących rozwój ryb, co może prowadzić do różnorodnych dysfunkcji behawioralnych (Brown et al., 2003; Kelley et al., 2005; Kellison et al., 2000; Olla et al., 1998), a w dalszej konsekwencji zmniejszenia zdolności adaptacyjnych (Araki et al., 2007).

Ryby z RAS wypuszczone na wolność muszą nauczyć się żyć w niejednorodnym, ciągle zmieniającym się środowisku. Zmienne warunki pogodowe, struktury przestrzenne, zróżnicowane podłoże, ograniczona przejrzystość wody, drapieżniki i uciekający pokarm, to podstawowe elementy naturalnego środowiska, których brakuje w basenach RAS. Współczesne badania i programy ochrony gatunków i populacji zwierząt kładą duży nacisk na wypuszczanie do środowiska naturalnego jak najlepiej dopasowanych osobników (Gessner et al., 2018; Johnsson et al., 2014). Aby osiągnąć ten cel stosuje się tak zwane „miękkie” wypuszczanie, polegające na wspieraniu zwierząt przez pewien czas po wypuszczeniu dopóki nie zaadaptują się do życia na wolności (Resende et al., 2021) Takie działanie jest jednak trudne, a w przypadku ryb - praktycznie niemożliwe, dlatego część procesu adaptacyjnego przenosi się do obiektów hodowlanych, gdzie rozwija się umiejętności poznawcze, antydrapieżnicze i orientację przestrzenną (Tetzlaff et al., 2019).

Podnoszenie zdolności funkcjonalnych i adaptacyjnych materiału zarybienowego wymaga podjęcia nieszablonowych praktyk hodowlanych. Przystosowanie ryb do zróżnicowanego przestrzennie środowiska coraz częściej odbywa się przez wpro-

wadzenie wzbogaceń strukturalnych do basenów podchowowych (Braithwaite and Salvanes, 2010; Brown and Day, 2002). Umieszczenie w basenie różnorodnych konstrukcji przestrzennych ma pozytywny wpływ na ogólny dobrostan podchowowanych ryb (Arechavala-Lopez et al., 2019; Näslund et al., 2013; Näslund and Johnsson, 2016; Pounder et al., 2016) i istotnie wspomaga ich orientację przestrzenną i zdolności poznawcze (Ahlbeck Bergendahl et al., 2016; Salvanes et al., 2013; Spence et al., 2011; Strand et al., 2010).

W czasie podchowu w RAS ryby nie doświadczają żadnego zagrożenia ze strony drapieżników, jednak sytuacja ta zmienia się diametralnie z momentem wypuszczenia ryb na wolność i wymaga szybkiego wdrożenia własnej strategii obronnej. Naturalna śmiertelność jesiotrów od zapłodnienia do osiągnięcia stadium młodocianego może być ogromna i wynosić ponad 99,9% (Caroffino et al., 2010). Jedną z istotnych przyczyn takiego stanu jest drapieżnictwo, które może być czynnikiem znacząco ograniczającym przeżywalność larw i młodocianych jesiotrów ostronosych (Duda and Kapusta, 2019), jeziornych *Acipenser fluvescens* (Waraniak et al., 2017) i białych *Acipenser transmontanus* (Gadomski and Parsley, 2005a, 2005b, 2005c). u ryb mających kontakt z drapieżnikami rozwijają się naturalne mechanizmy obronne (Kelley and Magurran, 2003). Kluczowe jest czy ofiara wykryje szybciej drapieżnika, czy drapieżnik ofiarę, dlatego rozwój systemu sensorycznego, pozwalającego młodej rybie rozpoznać pobliskiego drapieżnika jest równie istotny, jak i właściwa reakcja na zagrożenie (Fuiman and Magurran, 1994). w przypadku konieczności ucieczki szybkość i wytrzymałość są krytycznymi czynnikami obrony (Abrahams, 2005; Fuiman and Magurran, 1994; Odell et al., 2003), jednak gwałtowna ucieczka po wykryciu drapieżnika nie zawsze jest najlepszą reakcją. Optymalna reakcja powinna być skalkulowana i brać pod uwagę potencjalne korzyści z pozostania w miejscu aktualnego pobytu w zestawieniu z ryzykiem śmierci ze strony drapieżnika. Mechanizmy obronne zmieniają się od pasywnych do aktywnych w miarę postępu ataku drapieżnika (Endler, 1986; Fuiman and Magurran, 1994; Lima and Bednekoff, 1999; Weihs and Webb, 1984). Dystans od drapieżnika, na jakim ofiara podejmuje decyzję o ucieczce, rośnie wraz z ryzykiem ze strony drapieżnika, ale maleje wraz z kosztem ekologicznym i energetycznym podjęcia samej ucieczki (Abrahams, 2005; Ydenberg and Dill, 1986). Ryby nie mające wcześniejszego kontaktu z drapieżnikiem mają tą obronę znacznie osłabioną (Brown and Warburton, 1999), a nawet jedno-

krotne doświadczenie kontaktu z drapieżnikiem znacznie zwiększa odpowiedź antydrapieżniczą przy kolejnym kontakcie (Brown and Day, 2002; D'Anna et al., 2012; Magurran, 1990; Olla and Davis, 1989).

Jednym z systemów ostrzegania przed drapieżnikiem są chemiczne sygnały alarmowe. Badania nad chemiczną substancją alarmową trwają od ponad 80 lat kiedy to Karl von Frisch (1938) po raz pierwszy opisał „Schreckstoff” – substancję strachu. Od tego czasu ustalono, że feromony alarmowe są produkowane w skórze, w komórkach maczugowatych występujących wyłącznie u ryb otwartopęcherzowych (E. Brown and Smith, 1996; Brown et al., 2000a; Kłosiński, 2020; Manek et al., 2013; Pandey et al., 2021), lub występujących szerzej komórkach określanych jako sacciform cells (brak polskiej nazwy) (Zaccone et al., 2001). Podobne komórki występują także w skórze ryb jesiotrowatych (Saadatfar et al., 2010; Shute et al., 2016). Komórki te magazynują substancje biologicznie czynne, które są uwalniane w przypadku mechanicznego uszkodzenia skóry. Substancje te mają dwoistą funkcję z jednej strony tworząc barierę antyseptyczną w miejscu zranienia, a z drugiej stanowiąc feromony alarmowe dla ryb przebywających w pobliżu. Mechanizm ten jest najlepiej poznany w przypadku ryb otwartopęcherzowych, dla których zidentyfikowano główny składnik substancji alarmowej: 3(N)-tlenek hipoksantyny (Brown et al., 2000a; Kłosiński, 2020; Pfeiffer et al., 1985; Smith, 1992; Wisenden et al., 2004). Badania dowodzą jednak, że systemy chemicznej identyfikacji zagrożeń występują także w innych kładach ryb (Berejikian et al., 1999; Bertin et al., 2017; Díaz-Gil et al., 2020; Wishingrad et al., 2014b).

Nie jest jasne, na jakim etapie ontogenezy wykształca się reakcja na chemiczne substancje alarmowe. Niektórzy badacze twierdzą, że już niewyklute embriony potrafią rozpoznawać sygnały chemiczne (Oulton et al., 2013), Podczas gdy inni, że reakcja na substancję alarmowa rozwija się u ryb między 28 a 59 dniem po wylęgu (około 1 -2 tygodni po pojawieniu się feromonu alarmowego w skórze) (Smith, 1992).

Uwolnienie substancji alarmowej z 1 cm² skóry może wygenerować nawet 58 000 dm³ „aktywnej” wody, która będzie wywoływać reakcję antydrapieżniczą (Lawrence and Smith, 1989; Smith, 1992). Mechanizm ten jest wykorzystywany do warunkowania reakcji obronnej przez skojarzenie zapachu drapieżnika z substancją alarmową (Bertin et al., 2017; D'Anna et al., 2012; Miyai et al., 2016; Vilhunen, 2006), a skuteczny efekt może występować nawet poniżej progu reakcji behawioralnej (Brown et al.,

2011). Ponadto niektóre gatunki ryb wykazują reakcję antydrapieżniczą również przy kontakcie z substancjami alarmowymi innych gatunków (Brown et al., 2001, 1995; Chivers et al., 2002, 1995; Mirza and Chivers, 2001). Stosunkowo niedawno zaczęto również obserwować u ryb chemiczną neofobię, czyli samoistny lub indukowany przez ogólne zagrożenie strach przed zupełnie nieznanymi zapachami (Abudayah and Mathis, 2016; Bertin et al., 2017; Brown et al., 2013; Chivers et al., 2016; Ferrari et al., 2015). Chemiczne sygnały alarmowe rozchodzą się w wodzie wolniej niż sygnały wizualne i akustyczne, ale pozwalają identyfikować zagrożenie ze stosunkowo dużej odległości, dlatego są one wskazówką do oddalenia się z miejsca zagrożenia i uniknięcia drapieżnika, ale nie powodują gwałtownej ucieczki (Fuiman and Magurran, 1994).

Cel i struktura doświadczenia

Celem doświadczenia było sprawdzenie wpływu wybranych praktyk hodowlanych na plastyczność behawioralną i odpowiedź antydrapieżniczą larw jesiotra ostronosego i sterleta. Zbadano wpływ wzbogaceń strukturalnych oraz możliwość warunkowania antydrapieżniczego w oparciu o sygnały zapachowe oraz występowanie neofobii zapachowej u larw jesiotra ostronosego i sterleta. w tym celu porównano w modelowym basenie doświadczalnym zachowanie larw podchowrywanych w obecności struktur przestrzennych i eksponowanych na substancję alarmową z uszkodzonej skóry własnego gatunku i substancje alarmową połączoną z zapachem drapieżnika. Dla wszystkich wariantów podchowru porównano reakcje larw na aplikację stymulantu neutralnego (woda), silnego stymulantu ostrzegawczego (substancja alarmowa), zapachu warunkowanego drapieżnika, zapachu nie warunkowanego drapieżnika i zapachu nie warunkowanej ryby niedrapieżnej.

Materiały i metody

Ryby

Rozród i inkubację ikry sterleta przeprowadzono w Zakładzie Ichtiologii, Hydrobiologii i Ekologii Wód (ZIHIEW) w marcu 2019 roku. Uzyskane potomstwo stanowiło drugie pokolenie ryb rozmnażanych w niewoli pochodzące od przodków z dzikiej populacji dniestrzańskiej, z Ukrainy (Kolman et al., 2016b). Rozród i inkubację jesiotra ostronosego przeprowadzono w Regionalnym Badawczym Instytucie Rolnictwa i Rybołówstwa (Landesforschungsanstalt für Landwirtschaft und Fischerei) w Rostocku (Niemcy) w lipcu 2019 roku. Pokolenie rodzicielskie stanowiły ryby odłowione w Rzece Świętego Jana w Kanadzie i sprowadzone jako dorosłe do Niemiec. Larwy jesiotra ostronosego sprowadzono do ZIHIEW 13 dni po zapłodnieniu. Ze względu na rozciągnięcie w czasie procesu wylęgania jako miara czasu doświadczenia stosowany będzie czas po zapłodnieniu, który jest dokładnie znany. Czas inkubacji w obu przypadkach był podobny (około 7 dni) i nie wpływał na chronologię doświadczeń.

Przygotowanie stymulantów chemicznych

Na podstawie danych literaturowych wytypowano stymulanty mogące wywołać potencjalną reakcję obronną larw jesiotrów (Tabela 1).

Tabela 1: Sekwencja doboru stymulantów zapachowych do testów behawioralnych. Stymulanty: a – woda z systemu recyrkulacyjnego, w którym podchowrywano larwy, b – substancja alarmowa własnego gatunku, c – zapach warunkowanego drapieżnika, d – zapach nie warunkowanego drapieżnika, e – zapach ryby niedrapieżnej, f – substancja alarmowa innego gatunku.

Problem badawczy	Stymulant	Literatura
Jaka jest podstawowa reakcja obronna?	a	(Brown et al., 1995; Chivers et al., 2002; Eom, 2016; Sloychuk et al., 2016a; Wishingrad et al., 2014a)
Czy wystąpi reakcja obronna na substancje alarmowe obcego gatunku?	f	
Czy po przeprowadzeniu warunkowania antydrapieżniczego wystąpi reakcja obronna na sam warunkowany zapach drapieżnika?	c	
Czy nieznany zapach ryby odżywiającej się innymi rybami jest nosicielem substancji alarmowych i wywołuje reakcję obronną?	d	(Brown et al., 2000b; Kuehne and Olden, 2012; Miyai et al., 2016)
Czy zapach ryby niedrapieżnej wywoła reakcję obronną (neofobia)?	e	(Abudayah and Mathis, 2016; Bannier et al., 2017; Brown et al., 2013; Oulton et al., 2013)

Przygotowano 1 neutralny (a) i 5 aktywnych (b, c, d, e, f) stymulantów zapachowych. Stymulant neutralny (a) stanowiła woda pobierana z basenu w którym były podchowywane larwy. Stymulanty z konspecyficzną substancją alarmową (b) oraz substancją alarmową obcego gatunku (f) przygotowano wg metody opracowanej przez Wishingrad et al. (2014). Odpowiednio 10 larw sterleta i 10 larw jesiotra ostronosego, pochodzących z grup kontrolnych doświadczenia oraz 5 czebaczek amurskich (*Pseudorasbora parva*) uśmiercono przez uderzenie w głowę i dyslokację rdzenia kręgowego, po czym ciała umieszczono w 100 ml wody destylowanej o temperaturze 4°C i zhomogenizowano. Homogenat przesączono przez niestandardyzowany sączonek papierowy, a otrzymany roztwór rozcieńczono wodą destylowaną do koncentracji około 25 cm² skóry na litr. Stymulant podzielono na porcje po 50 ml i zamrożono w temperaturze -18°C. w takich warunkach był przechowywany do momentu użycia. Przed użyciem substancje alarmowe rozcieńczano wodą destylowaną w stosunku 1 : 9.

Do przygotowania stymulantów z „zapachem warunkowanego drapieźnika” (c) (Chivers et al., 2002; Mirza and Chivers, 2001), wykorzystano dwa sumy europejskie *Silurus glanis* karmione uśmierconymi rybami różnych gatunków. Godzinę po ostatnim karmieniu ryby przeniesiono do zbiornika o pojemności około 40 l wypełnionego wodą wodociągową, w którym przetrzymano je przez 24 h. Po tym czasie ryby usunięto, a próbkę wody podzielono na porcje po 50 ml i zamrożono w temperaturze -18°C. w takich warunkach była przechowywany do momentu użycia. Stymulanty b i c wykorzystano do ekspozycji larw jesiotrów w czasie podchowu w wariantach III i IV w ilości 50 ml nierozcieńczonego stymulantu na każdą ekspozycję. Do przygotowania stymulantów z zapachem „nie warunkowanego drapieźnika” (d) wykorzystano cztery okonie *Perca fluviatilis*, które poddano takiej samej procedurze jak sumy. Do przygotowania stymulantów z zapachem „ryby niedrapieżnej” (e) wykorzystano 20 czebaczek amurskich, które poddano takiej samej procedurze jak sumy. Stymulant neutralny stanowiła woda pobierana z basenów podchowowych przed odłowem larw.

Podchów

1. Baseny

Larwy obydwu gatunków podchowowano w identycznych zielonych basenach z laminatu włókna szklanego o wymiarach 0,7 m × 0,7 m × 0,7 m i poziomie zalewu 0,3 m, pracujących w recyrkulacyjnych systemach akwakulturowych o pojemności roboczej około 0,8 m³. Temperatura wody w trakcie rozwoju larw sterleta była utrzymywana na stałym poziomie 16° C ± 0,2° C, a dla larw jesiotra ostronosego na stałym poziomie 18° C ± 0,2° C. Natlenienie wody nie spadało poniżej 80%. Stosowano sztuczne oświetlenie przez 12 godzin na dobę. Od 18 dnia po zapłodnieniu larwy były karmione naupliusami solowca, a od 29 dnia po zapłodnieniu zaczęto wprowadzać paszę formułowaną Skretting Perla Larva stopniowo redukując udział solowca w pożywieniu. Od 34 dnia po zapłodnieniu larwy były karmione wyłącznie paszą zgodnie z tabelami żywienia dla jesiótrów (Kolman, 2010).

2. Wzbogacenia strukturalne i ekspozycje

Tarliska jesiótrów ostronosych występują w miejsca pokrytych grubym żwirem i kamieniami (Arndt et al., 2006; Bain et al., 2000) dlatego zastosowano wzbogacenia o podobnej wielkości. Larwy każdego gatunku podzielono na 5 grup po 500 osobników w 14. dniu po zapłodnieniu. Następnie przeniesiono je do basenów treningowych, identycznych jak te, w których prowadzono wstępny podchów, gdzie przeprowadzono następujące podchow doświadczenia:

- ♦ Grupa I, kontrolna, podchowowana w warunkach standardowych (Kolman, 2010; Piotrowska et al., 2018, 2013) bez wzbogaceń strukturalnych ani stymulacji.
- ♦ Grupa podchowowana ze wzbogaceniem strukturalnym w postaci żwiru i kamieni o średnicy od 1 cm do 20 cm pokrywających około 30% powierzchni dna basenów. w przypadku obu gatunków w grupach podchowowanych z zastosowaniem substratu żwirowo - kamiennego zanotowano ponadnormalną śmiertelność i zostały one wyeliminowane z dalszych badań.

- ♦ Grupa II, podchowrywana ze wzbogaceniem strukturalnym w postaci kształtek hydraulicznych z szarego tworzywa PVC (Rysunek 1) o wymiarach od 5 do 20 cm
- ♦ Grupa III, w której przeprowadzono trzykrotną ekspozycję na substancję alarmową z uszkodzonej skóry odpowiednio sterleta i jesiotra ostronosego. Ekspozycje przeprowadzono w 20., 26. i 32. dniu po zapłodnieniu, aplikując 50 ml stymulantu (b) bezpośrednio do basenu podchowowego. Pozostałe warunki podchowu zastosowano jak w grupie kontrolnej.
- ♦ Grupa IV, w której przeprowadzono trzykrotną ekspozycję na substancję alarmową z uszkodzonej skóry odpowiednio sterleta i jesiotra ostronosego połączoną z zapachem suma. Ekspozycje przeprowadzono w 20., 26. i 32. dniu po zapłodnieniu, aplikując jednocześnie 50 ml stymulantu z substancją alarmową własnego gatunku (b) i 50 ml stymulantu z zapachem suma (c) bezpośrednio do basenu podchowowego. Pozostałe warunki podchowu zastosowano jak w grupie kontrolnej.



Rysunek 1: Wariant II podchowu jesiotra ostronosego. Basen podchowowy wzbogacony w struktury przestrzenne z kształtek PVC.

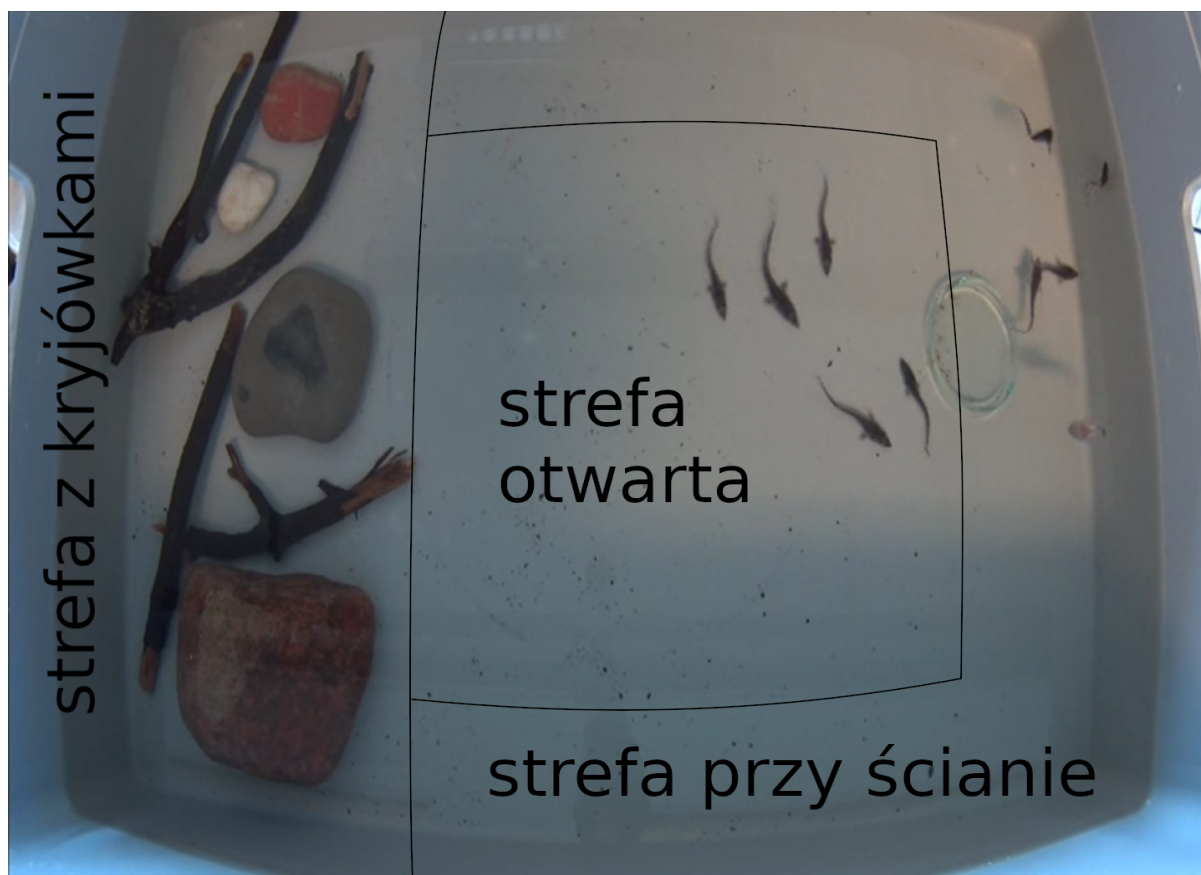
3. Pomiary

Każdego dnia notowano śmiertelność w poszczególnych grupach, a pod koniec okresu larwalnego (Balon, 1999; Gessner et al., 2007; Rybnikár et al., 2011), w 38. dniu po zapłodnieniu, wykonano pomiary porównawcze długości całkowitej i masy ciała w każdym wariancie podchowu. Do tego celu wybrano losowo po 30 larw z każdego wariantu, które następnie zmierzono z dokładnością 0,1 mm i zważono z dokładnością 0,001 g.

Eksperyment

4. Basen doświadczalny

Basen doświadczalny (Rysunek 2) zbudowano na bazie nieprzezroczystego zbiornika w kolorze szarym o wymiarach 60 cm × 40 cm × 20 cm. w zbiorniku wirtualnie wyznaczono trzy strefy o równej powierzchni 800 cm² każda: strefę z kryjówkami (Mirza and Chivers, 2001; Petersson et al., 2015) o wymiarach



Rysunek 2: Basen doświadczalny z ujęcia kamery badawczej z nałożonym schematem stref, w których notowano obecność larw wyznaczonym z uwzględnieniem dystorsji soczewki kamery.

20 cm × 40 cm ulokowaną przy krótszej krawędzi zbiornika, strefę otwartą (strefę ryzyka) o wymiarach 32 cm × 25 cm ulokowaną na środku zbiornika i strefę przy ścianie ulokowaną dookoła strefy otwartej w pasie 7,5 cm od ściany zbiornika (strefa ucieczki). w strefie z kryjówkami umieszczono patyki i kamienie, które przed próbami gotowano w wodzie przez co najmniej 2 h. Po każdej próbie zestaw kryjówek wymieniano na nowy. w zbiorniku umieszczono również szalkę z kilkunastoma rozmrożonymi larwami Chironomidae. Przed każdą próbą zbiornik zalewano wodą, pochodzącą z systemu recyrkulacyjnego, w którym były podchowywane ryby podlegające próbie, do poziomu 5 cm. Wodę pobierano każdego dnia przed odłowem larw w ilości niezbędnej do przeprowadzenia wszystkich prób. Po każdej próbie wodę wylewano, a zbiornik czyszczono 40% roztworem alkoholu etylowego i parą wodną o temperaturze 150°C, pod ciśnieniem 3,5 bara. Nad zbiornikiem umieszczono kamerę rejestrującą (Delcourt et al., 2013; Downie and Kieffer, 2017) obraz z góry w rozdzielczości 1980 × 1080 pikseli sterowaną zdalnie.

5. Warianty

Schemat kombinacji grup i stymulantów dla obu gatunków przedstawiono w Tabeli 2.

6. Procedury

Próby behawioralne ($n = 72$ per species) przeprowadzono od 39. do 43. dnia po zapłodnieniu. Analizowano zachowanie 30 osobników dla każdej kombinacji warunków podchowu i rodzaju stymulantu ($n = 720$ per species). w celu symulacji tła socjalnego występującego w czasie zarybienia larwy wpuszczano do basenu doświadczalnego w grupach po 10 osobników i pozwalano na aklimację przez 10 minut (Odling-Smee and Braithwaite, 2003; Odling-Smee et al., 2008; Pettersson et al., 2000; White and Brown, 2015). Po tym czasie włączano nagrywanie i przez 3 minuty, w czasie których powinna wystąpić reakcja behawioralna na stymulację (Chivers and Smith, 1998; Smith, 1992) rejestrowano zachowanie przed stymulacją, następnie równomiernie rozprowadzano 50 ml stymulantu na powierzchni całego basenu doświadczalnego i nagrywano zachowanie

Tabela 2: Schemat badanych kombinacji grup i stymulantów oraz liczby prób i liczby osobników w próbie i kombinacji. Cały schemat powtórzono dla jesiotra ostronosego i sterleta. Grupy: I – grupa podchowywana w tradycyjnych warunkach, II – grupa podchowywana ze wzbogaceniami strukturalnymi, III – grupa pobudzana substancją alarmową własnego gatunku, IV – grupa pobudzana substancją alarmową własnego gatunku połączoną z zapachem drapieżnika. Stymulanty: a – woda z systemu recyrkulacyjnego, w którym podchowywano larwy, b – substancja alarmowa własnego gatunku, c – zapach warunkowanego drapieżnika, d – zapach nie warunkowanego drapieżnika, e – zapach ryby niedrapieżnej, f – substancja alarmowa innego gatunku.

Grupa	Stymulant	Liczba prób	Liczba osobników w jednej próbie	Całkowita liczba osobników w kombinacji
I	a	3	10	30
	b	3	10	30
	c	3	10	30
	d	3	10	30
	e	3	10	30
	f	3	10	30
II	a	3	10	30
	b	3	10	30
	c	3	10	30
	d	3	10	30
	e	3	10	30
	f	3	10	30
III	a	3	10	30
	b	3	10	30
	c	3	10	30
	d	3	10	30
	e	3	10	30
	f	3	10	30
IV	a	3	10	30
	b	3	10	30
	c	3	10	30
	d	3	10	30
	e	3	10	30
	f	3	10	30
Całkowita liczba prób		72	Całkowita liczba osobników	720

larw przez kolejne 3 minuty. Dla każdej grupy badawczej przeprowadzono 3 próby po 10 larw. Reakcje ryb badano indywidualnie dla każdego osobnika. Po tym czasie ryby odławiano i umieszczano w osobnym RAS. Raz użyte larwy nie brały udziału w kolejnych doświadczeniach.

7. Reakcje

Na podstawie bezpośredniej obserwacji i danych literaturowych (Bertin et al., 2017; G. E. Brown and Smith, 1996; Mesquita and Young, 2007; Nannini and Belk, 2006) wyodrębniono trzy rodzaje reakcji na podawaną substancję: "zryw", "pętla" (modyfikacja własna) i "bezruch". "Zryw" występował, kiedy ryba wykonała nagły ruch znacznie zwiększając swoją prędkość poruszania. pętla występowała kiedy ryba zataczała okrąg w płaszczyźnie pionowej lub skośnej, kierując się w początkowej fazie w górę. "Bezruch" następował, gdy ryba zaprzestawała jakichkolwiek ruchów motorycznych. Ponadto zliczano próby podejmowania rozmrożonych larw Chironomidae ("żerowanie") (Schreck, C. B., Olla, B. L., Davis, 1997). Notowano również czas przebywania w poszczególnych strefach basenu doświadczalnego. Wymienione aktywności zliczano i mierzono przed i po stymulacji, a reakcję określano jako różnicę między nimi:

Analizy statystyczne

Wszystkie analizy statystyczne i wykresy wykonano w programie R 4.04 (Rteam Core 2019) z wykorzystaniem zestawu pakietów tidyverse 1.3.0 (Wickham et al. 2019), ggpubr 0.4.0 (Kassambara, 2020), ggsci 2.9 (Xiao, 2018), ggsignif (Constantin and Patil, 2021), ordinal (Christensen, 2019) oraz vegan 2.5-7 (Oksanen et al., 2020). Wszystkie analizy przeprowadzono na poziomie istotności statystycznej $p < 0,05$. Za pomocą testu Shapiro – Wilka i analizy histogramów zbadano rozkłady danych wzrostowych ($n = 4$) i behawioralnych ($n = 48$) we wszystkich grupach badawczych. Analizę jednorodności wariancji przeprowadzono za pomocą testu Levene’a, a analizę sferyczności wariancji za pomocą testu Mauchley’a. Za pomocą analizy wariancji sprawdzono różnice długości całkowitej i masy larw w grupach podchowowych, a następnie przeprowadzono dla obu cech test post hoc, porównań wielokrotnych Tukeya w celu sprawdzenia różnic między poszczególnymi grupami.

Analizy parametrów behawioralnych zostały poprzedzone oceną normalności rozkładu i jednorodności wariancji. Ponieważ zmienne nie spełniały powyższych założeń, zostały podjęte próby transformacji danych behawioralnych, tak aby w pełni spełniały założenia testów parametrycznych, które - ze względu na duże zróżnicowanie grup - nie przyniosły oczekiwanego efektu. Z tego powodu za pomocą testu Kruskala – Wallisa porównano aktywności początkowe pomiędzy grupami niezależnie dla obu ga-

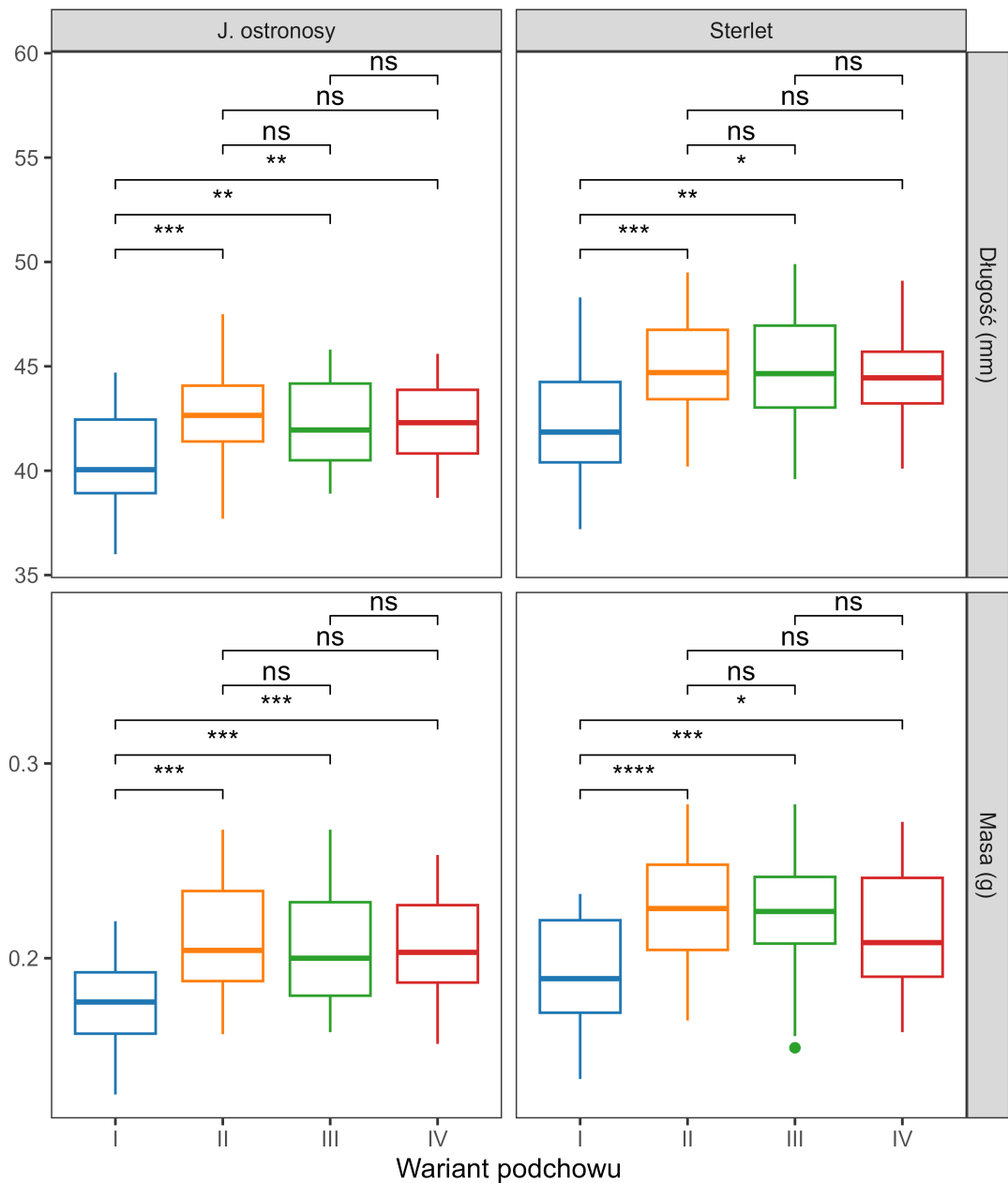
tunków, a następnie post hoc użyto testu u Manna-Whitneya z poprawką Bonferronie-go do porównania wszystkich par grup w istotnych zakresach. Mając na uwadze odporność na naruszenie założeń normalności rozkładu danych, niezależnie dla każdej aktywności, przeprowadzono wieloczynnikową analizę wariancji z powtórzonymi pomiarami, a następnie dokonano serii testów porównań wielokrotnych post hoc, stosując test u Manna-Whitneya z poprawką Benjaminiego-Hochberga. Wyniki uzupełniono o analizę porządkowej regresji logistycznej. w tym celu wielkość poszczególnych aktywności i reakcji podzielono na przedziały i przypisano im rangi w skali 0 – 6. Aktywności liczbowe podzielono proporcjonalnie względem najwyższej występującej wartości a aktywności czasowe podzielono względem całego czasu rejestracji (Tabela 3). Następnie zbudowano mieszane modele poszczególnych zachowań dla obu gatunków metodą łącza skumulowanego (cummulative link mixed model - CLMM), a współczynniki lokacji β określające wpływ poszczególnych warunków podchowu i stymulantów sprowadzono do skali liniowej za pomocą funkcji eksponencjalnej ($\exp\beta$). Następnie wykonano testy post hoc metodą najmniejszych kwadratów.

Tabela 3: Zaszeregowanie liczby i czasu aktywności larw zarejestrowanych w podczas prób behawioralnych do rang na potrzeby modeli mieszanych łącza skumulowanego

Ranga	Aktywność -liczba	Aktywność – czas (s)
0	0	0
1	1 - 6	> 0
2	7 - 12	≥ 30
3	13 - 18	≥ 60
4	19 - 24	≥ 90
5	25 - 30	≥ 120
6	31 - 36	≥ 150

Wyniki

Przeżywalność larw jesiotra ostronosego w czasie trwania doświadczenia (od 14. do 38. dnia po zapłodnieniu) wynosiła 75% w grupie podchowywanej w warunkach standardowych (I), 60,2% w grupie podchowywanej w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne (II), 66,4% w grupie eksponowanej na konspecyficzną substancję alarmową (III) i 70% w grupie eksponowanej na substancję alarmową połączoną z zapachem suma (IV). Dla larw sterleta przeżywalność wyniosła w grupie I - 77,2%, II - 69,8%, III - 77,2% i IV - 74,6% (Rysunek 3). Wystąpiły znaczące różnice długości i masy larw obu gatunków między grupami (Rysunek 4). Długość larw jesiotra ostronosego wynosiła średnio 40,5 mm w grupie podchowywanej w warunkach standardowych (I), 42,5 mm w grupie podchowywanej w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne (II), 42,2 mm w grupie mającej kontakt z konspecyficzną substancją alarmową (III) i 42,3 mm w grupie eksponowanej na substancję alarmową połączoną z zapachem suma (IV), natomiast długość całkowita larw sterleta wyniosła w grupie I - 42,4 mm, grupie II - 44,7 mm, III - 44,6 mm i IV - 44,9 mm. Analiza wariancji wykazała, że długość larw w grupach podchowowych różni się istotnie między sobą, a istotnymi czynnikami był gatunek (ANOVA: $\eta^2 = 0,199$, $p < 0,001$), jak i warunki podchowu (ANOVA: $\eta^2 = 0,139$, $p < 0,001$). Test post hoc u obu gatunków wykazał istotne różnice między grupą podchowowaną w warunkach standardowych, a wszystkimi pozostałymi grupami. Natomiast grupy podchowywane w obecności struktur przestrzennych (II) i mające kontakt z substancją alarmową (III) oraz substancją alarmową skojarzoną z zapachem suma (IV) nie różniły się istotnie w obrębie gatunku. Masa larw jesiotra ostronosego wynosiła średnio 177 mg w grupie podchowywanej w warunkach standardowych, 208 mg w grupie podchowywanej w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, 204 mg w grupie eksponowanej na konspecyficzną substancję alarmową i 206 mg w grupie eksponowanej na substancję alarmową połączoną z zapachem suma. Masa larw sterleta w analogicznych grupach wyniosła 193 mg, 227 mg, 224 mg i 215 mg. Masa różniła się między grupami (analiza wariancji), na co ponownie istotnie wpłynął gatunek (ANOVA: $\eta^2 = 0,073$, $p < 0,001$) i warunki podchowu larw (ANOVA: $\eta^2 = 0,176$, $p < 0,001$). Podobnie jak w przypadku długości masa w grupie kontrolnej

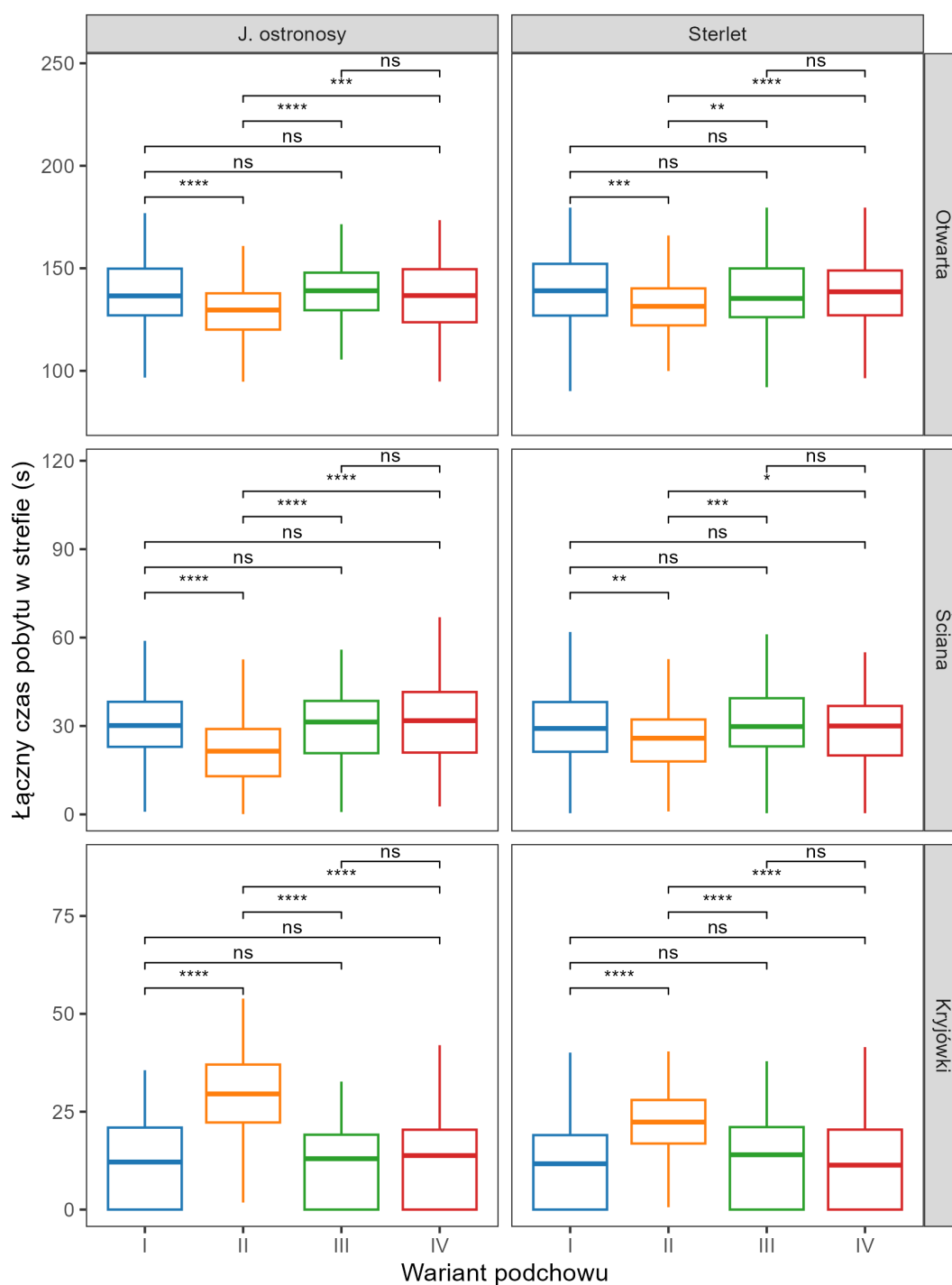


Rysunek 4: Długość i masa larw jesiotra ostronosego i sterleta 38 dni po zapłodnieniu w poszczególnych warunkach podchowu: I (kolor niebieski) - grupa podchowowana w warunkach standardowych, II (kolor pomarańczowy) - grupa podchowowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III (kolor zielony) - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV (kolor czerwony) grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. Wysokość pudełka wyraża przedział międzykwartyłowy (Q1 – Q3), poprzeczka – medianę, wąsy 1,5 przedziału międzykwartyłowego, punkty – wartości odstające. Wyniki uzyskane za pomocą testu post hoc Tukeya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns – nie istotne, * – $p < 0,05$, ** – $p < 0,01$, *** – $p < 0,001$, **** – $p < 0,0001$

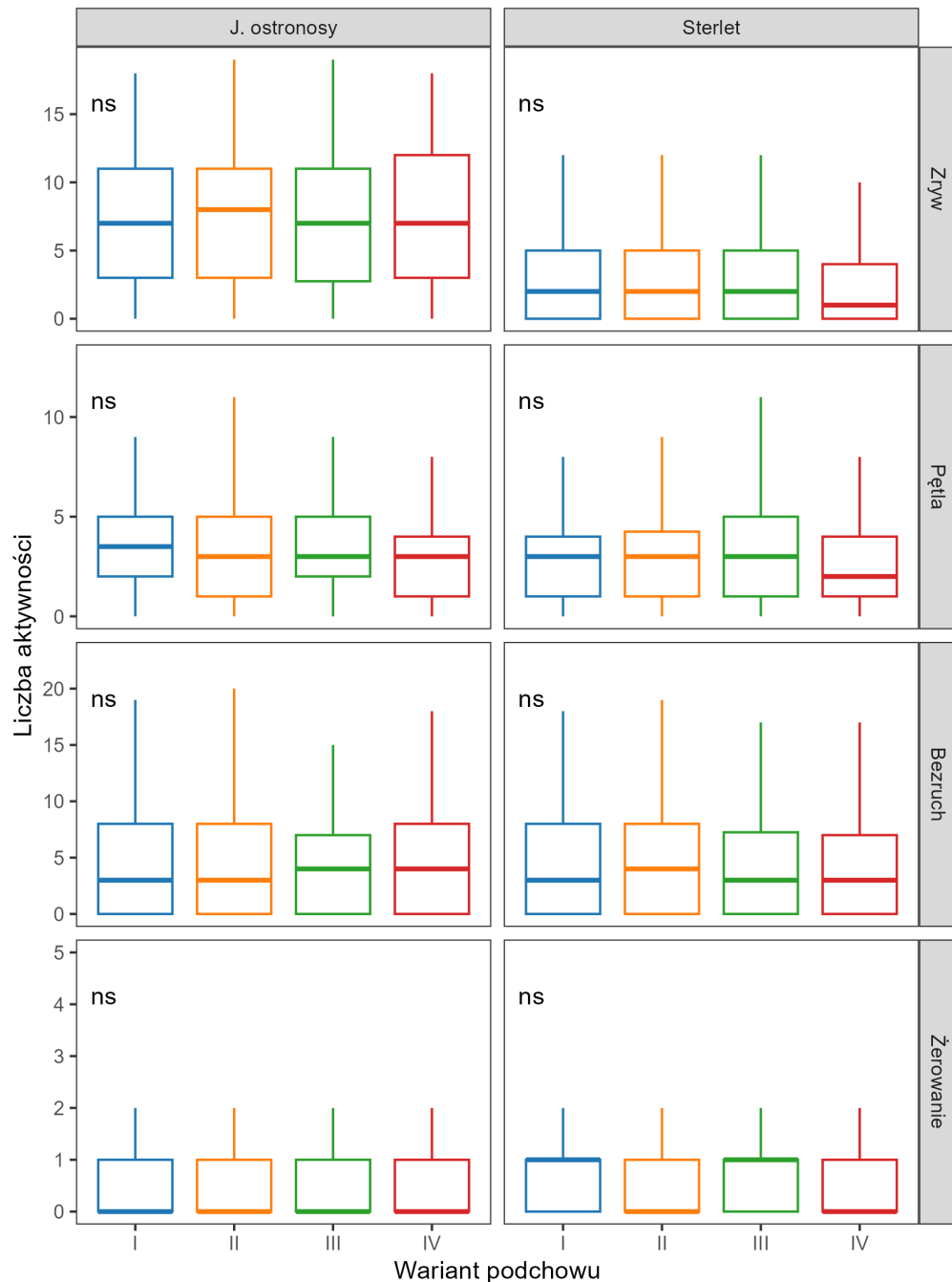
różniła się istotnie od każdej z innych grup, pozostałe grupy natomiast nie różniły się między sobą w obrębie jednego gatunku.

Statystyki opisowe wszystkich aktywności w czasie przed aplikacją stymulantów znajdują się w Załączniku 1. Porównanie aktywności przed podaniem stymulantu wykazało istotne różnice intensywności niektórych zachowań między gatunkami i grupami podchowowymi. Zarówno u jesiotra ostronosego jak i u sterleta istotnie różniło się wykorzystanie stref basenu doświadczalnego przez grupę podchowowaną ze wzbogaceniem strukturalnym (Rysunek 5). Ryby obydwu gatunków podchowywane ze wzbogaceniem strukturalnym więcej czasu spędzały w strefie z kryjówkami. u jesiotra ostronosego ryby z grupy II przebywały w strefie z kryjówkami średnio 29,3 s – istotnie dłużej niż ryby z grupy I, które przebywały w tej strefie 12,1 s ($p < 0,0001$), ryby z grupy III - 11,6 s ($p < 0,0001$) i ryby z grupy IV - 12,4 s ($p < 0,0001$). Sterlety z grupy II przebywały w strefie z kryjówkami średnio 22,2 s, istotnie dłużej niż ryby z grupy I: 11,4 s ($p < 0,0001$), ryby z grupy III: 12,4 s ($p < 0,0001$) i ryby z grupy IV: 12,2 s ($p < 0,0001$). Rezultatem tego były odwrotne proporcje pobytu w obu pozostałych strefach. larwy jesiotra ostronosego podchowywane w obecności struktur przestrzennych przebywały w strefie otwartej średnio 129,6 s i było to istotnie mniej niż larwy podchowywane w warunkach standardowych ($p < 0,0001$, $M = 137,2$ s), larwy stymulowane substancją alarmową ($p < 0,0001$, $M = 138,8$ s), i larwy stymulowana substancją alarmową połączoną z zapachem suma $p = 0,0002$, $M = 136,7$). Podobne wzorce występowały u sterleta.

Larwy z grupy II przebywała w strefie „otwartej” średnio 131,7 s, istotnie mniej niż larwy z grupy I ($p = 0,0002$, $M = 138,6$ s), larwy z grupy III ($p = 0,009$, $M = 136,8$ s) i larwy z grupy IV ($p = 0,0002$, $M = 138,6$ s). w strefie „przy ścianie” również wystąpiły znaczące różnice czasu pobytu między grupami II a pozostałymi grupami. Jesiotry ostronosege z grupy II przebywały w strefie przy ścianie średnio 21,1 s, podczas gdy te z grupy I: 30,7 s ($p < 0,0001$ bezruch), z grupy III: 29,6 s ($p < 0,0001$), i z grupy IV: 30,8 s ($p < 0,0001$). Larwy sterleta z grupy II przebywały w strefie przy ścianie średnio 26,1 s, z grupy I: 29,9 s ($p = 0,005$), z grupy III: 30,8 s ($p = 0,003$), i z grupy IV: 29,2 s ($p = 0,039$). w zachowaniu obu gatunków przed stymulacją nie wykryto różnic między grupami podchowowymi w liczbie „zrywów”, „pętli”, „bezzruchów” i prób żerowania (Rysunek 6).



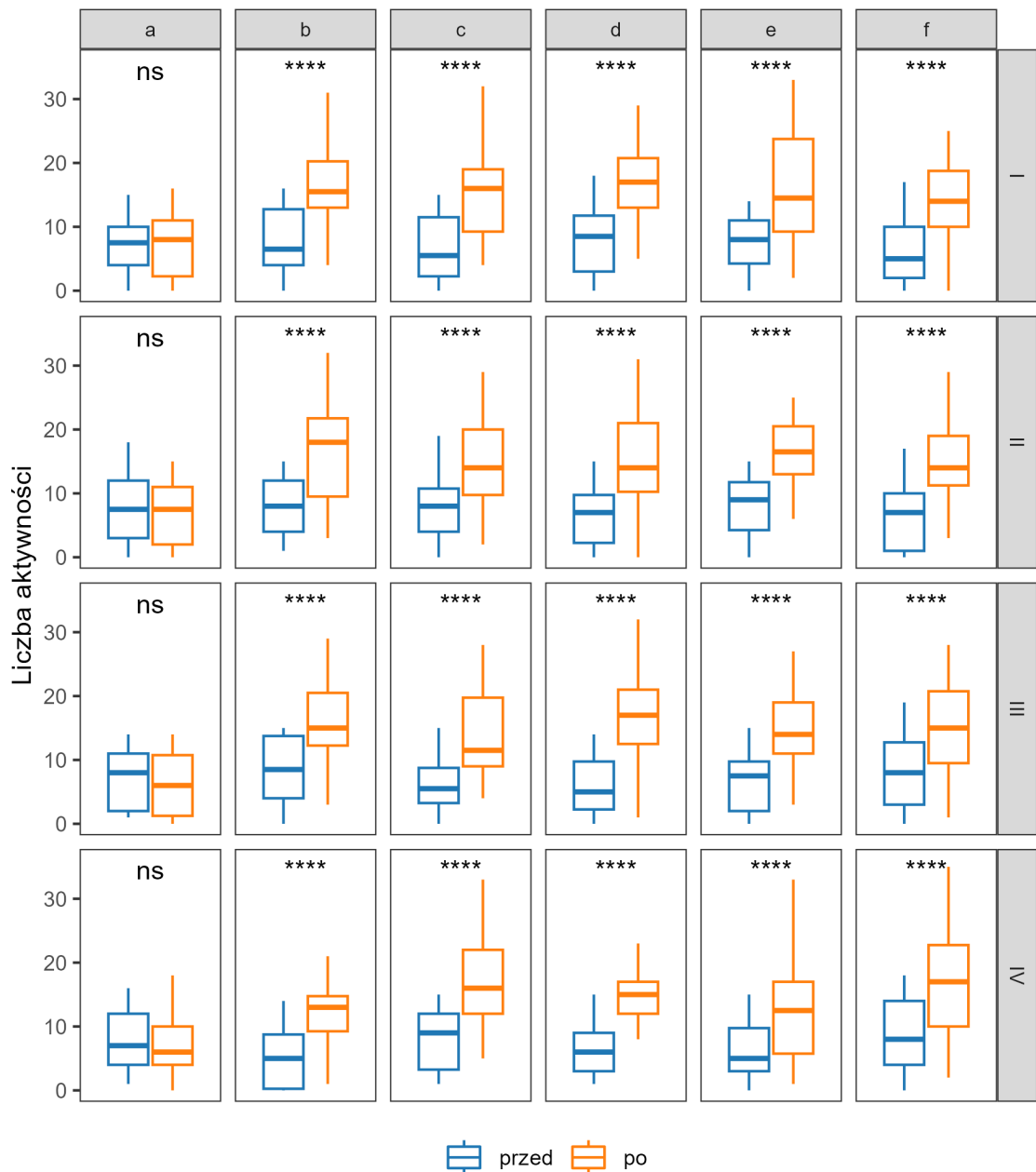
Rysunek 5: Porównanie czasu pobytu w strefie otwartej, przy ścianie i w strefie z kryjówkami przed stymulacją dla larw obu gatunków (test Kruskala – Wallisa, $p < 0,05$, $n = 180$). I (kolor niebieski) - grupa podchowująca w warunkach standardowych, II (kolor pomarańczowy) - grupa podchowująca w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III (kolor zielony) - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV (kolor czerwony) grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. Porównania między grupami wykonane za pomocą testu U Manna-Whitneya, $p < 0,05$. Nad poprzeczką wartość p dla każdego porównania. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns – nie istotne, * – $p < 0,05$, ** – $p < 0,01$, *** – $p < 0,001$, **** – $p < 0,0001$



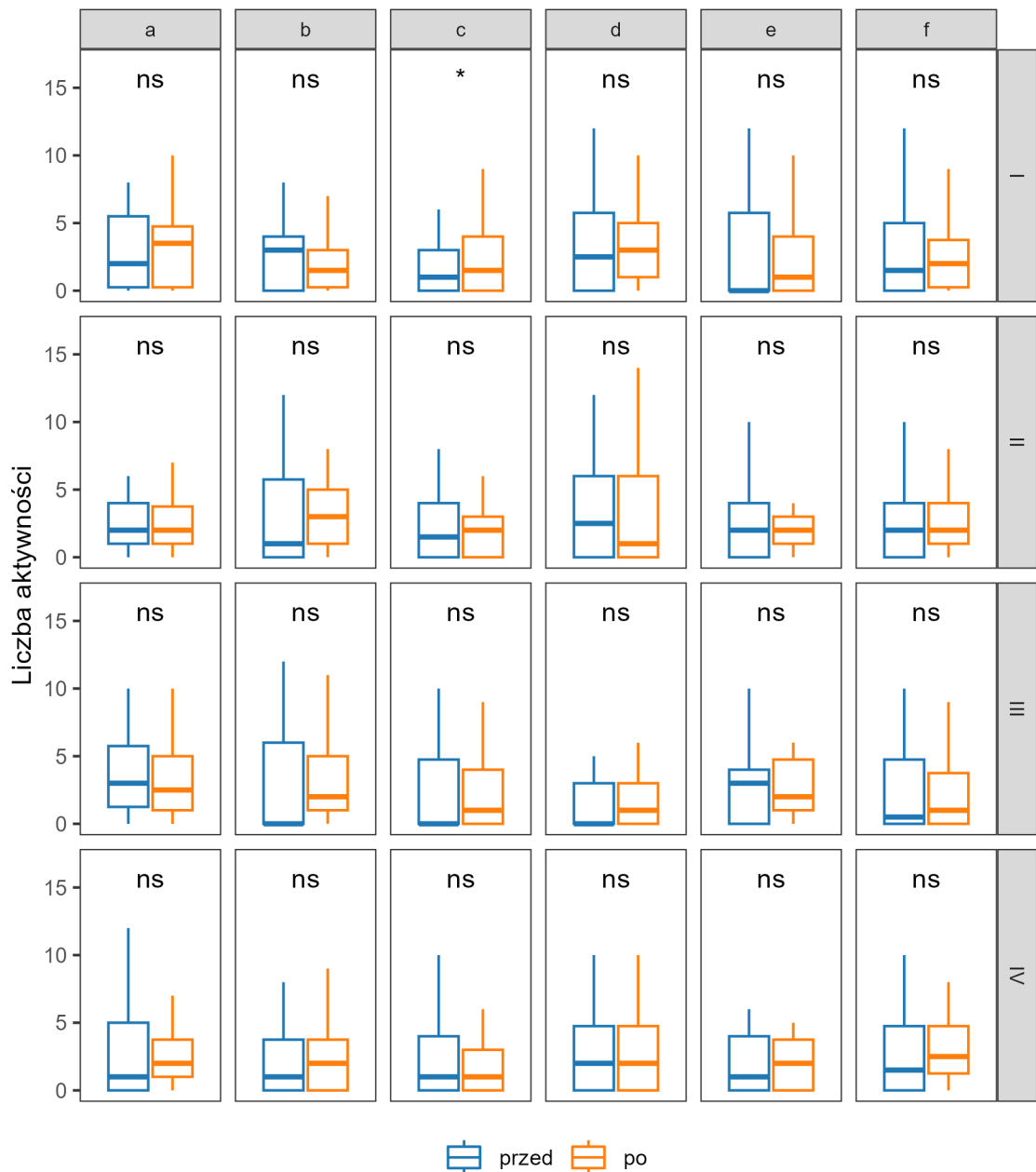
Rysunek 6: Porównanie aktywności „zryw”, „pętla”, „bezruch”, „żerowanie” przed stymulacją dla larw obu gatunków (test Kruskala – Wallisa, $p < 0,05$, $n = 180$). I (kolor niebieski) - grupa podchowana w warunkach standardowych, II (kolor pomarańczowy) - grupa podchowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III (kolor zielony) - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV (kolor czerwony) grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns – nie istotne, * – $p < 0,05$, ** – $p < 0,01$, *** – $p < 0,001$, **** – $p < 0,0001$

Statystyki opisowe wszystkich aktywności w ciągu 3 minut przed i 3 minut po aplikacji stymulantów znajdują się w Złączniku 2. Analizy wariancji wykazały istotne reakcje larw jesiotrów na stymulanty zapachowe. Czynniki istotnie wpływającymi na wystąpienie różnic w liczbie "zrywów" były: gatunek ($p < 0,001$) i rodzaj stymulantu ($p < 0,001$). Model mieszany łączy skumulowanego zachowania "zryw" potwierdza obydwa te czynniki i wskazuje, że sterlet wykonuje mniej "zrywów" niż jesiotr ostronosy ($p < 0,0001$). Współczynnik $\exp\beta$ dla sterleta w porównaniu z jesiotrem ostronosym wynosi 0,063, co oznacza, że stosunek szans sterleta na wykonanie liczby "zrywów" kwalifikujących się do wyższej rangi do szans jesiotra ostronosego wynosi 0,063. Warunki podchowu nie miały znaczącego wpływu na reakcję oprócz wariantu IV dla jesiotra ostronosego, gdzie model ujawnia obniżenie liczby wykonywanych "zrywów" po stymulacji na poziomie $\exp\beta = 0,635$ i $p = 0,0348$. Po zastosowaniu wszystkich stymulantów oprócz neutralnego nastąpiło zwiększenie liczby "zrywów" wykonywanych przez larwy jesiotra ostronosego (Rysunek 7). Analizy post hoc wskazują, że liczba "zrywów" larw jesiotra ostronosego po zastosowaniu każdego ze stymulantów aktywnych różniła się w porównaniu ze stanem przed stymulacją (we wszystkich porównaniach $p < 0,0001$), nie było natomiast różnic pomiędzy stymulantami aktywnymi. Wartość współczynnika $\exp\beta$ dla poszczególnych stymulantów w odniesieniu do wody z basenu wahała się w granicach od 24,848 do 32,686. Test post hoc wykazał, że zastosowanie stymulantu z zapachem suma u sterleta wywołuje istotną reakcję w wariancie tradycyjnego podchowu (I) (Rysunek 8), a model CLMM wykazał istotne znaczenie współczynników dla stymulantu b ($\exp\beta = 2,043$, $p = 0,0151$), c ($\exp\beta = 1,837$, $p = 0,0417$) i f ($\exp\beta = 2,155$, $p = 0,0093$), chociaż liczba "zrywów" sterleta po stymulacji wszystkimi stymulantami nie różniła się.

Analiza wariancji i model CLMM wykazały, że różnica w liczbie wykonywanych "pętli" była zależna od gatunku ($p < 0,001$), warunków podchowu ($p < 0,001$) i rodzaju stymulantu ($p < 0,001$). Ogólna liczba wykonywanych "pętli" była większa u sterleta ($\exp\beta = 1,899$, $p < 0,001$). Model CLMM wykazuje pozytywny wpływ podchowu ze wzbogaceniem przestrzennym (II) na liczbę "pętli" wykonywanych przez jesiotra ostronosego przed stymulacją ($\exp\beta = 2,420$, $p = 0,0014$) i po stymulacji ($\exp\beta = 6,042$, $p < 0,001$), oraz podchowu, w którym stosowano ekspozycję na substancję alarmową



Rysunek 7: Porównanie aktywności "zryw" przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw jesiotra ostronosego. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieżnika (sum), d - zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e - zapach nieznannej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$



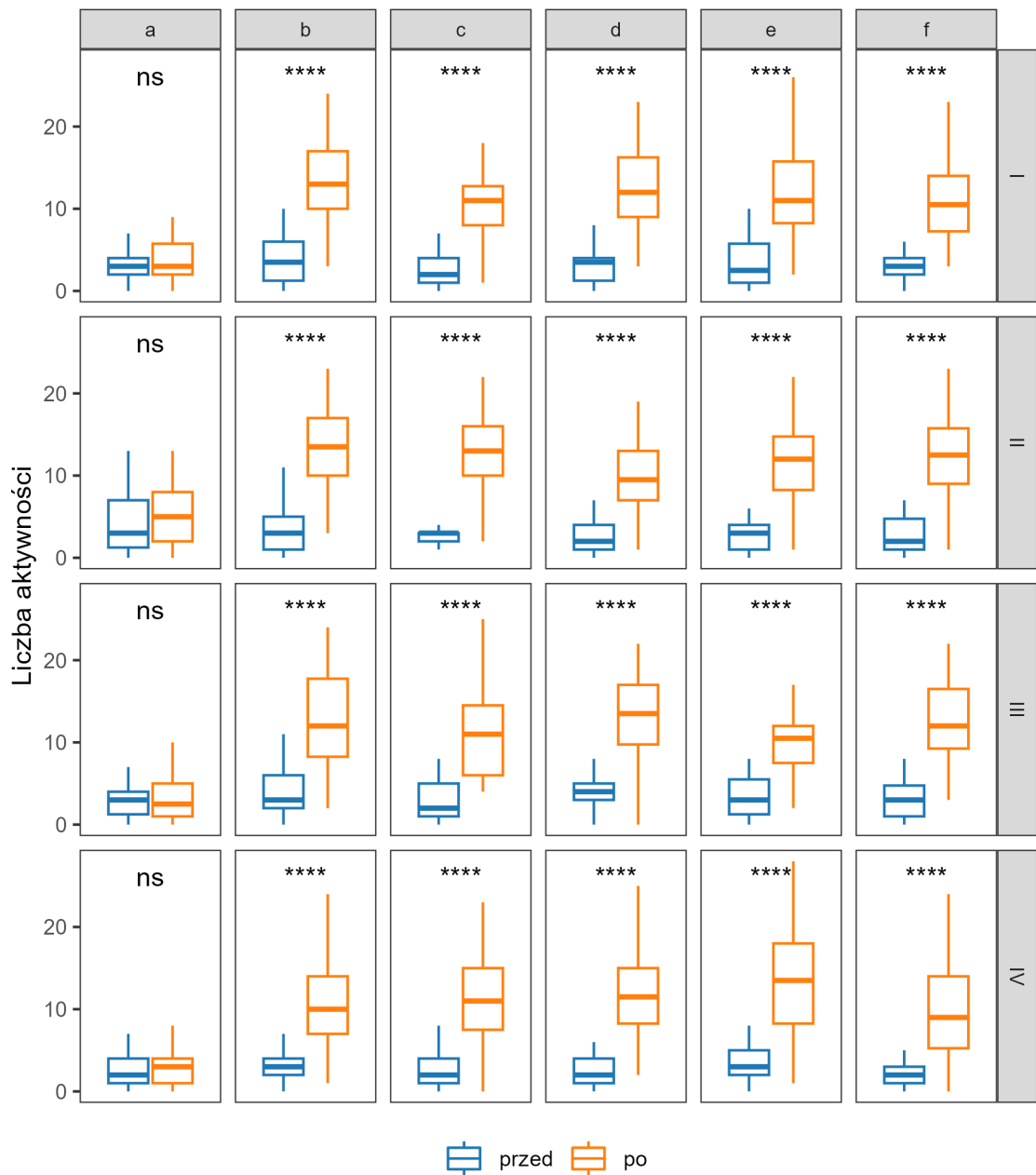
Rysunek 8: Porównanie aktywności "zryw" przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw sterleta. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a – stymulant neutralny (woda), b – substancja alarmowa własnego gatunku, c – zapach warunkowego drapieżnika (sum), d – zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e – zapach nieznannej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns – nie istotne, * – $p < 0,05$, ** – $p < 0,01$, *** – $p < 0,001$, **** – $p < 0,0001$

połączoną z zapachem suma (IV) - wyłącznie po stymulacji ($\exp\beta = 1,713$, $p = 0,0272$). u obu gatunków po aplikacji wszystkich czynnych stymulantów we wszystkich wariantach podchowowych nastąpiło zwiększenie liczby wykonywanych "pętli". Reakcja ta była większa u sterleta ($\exp\beta \in <21,724 ; 31,071>$, $p < 0,001$) (Rysunek 9) niż u jesiotra ostronosego ($\exp\beta \in <4,541 ; 6,784>$, $p < 0,001$) (Rysunek 10). Liczba "pętli" wykonanych po aplikacji aktywnych stymulantów nie różniła się w obrębie gatunków.

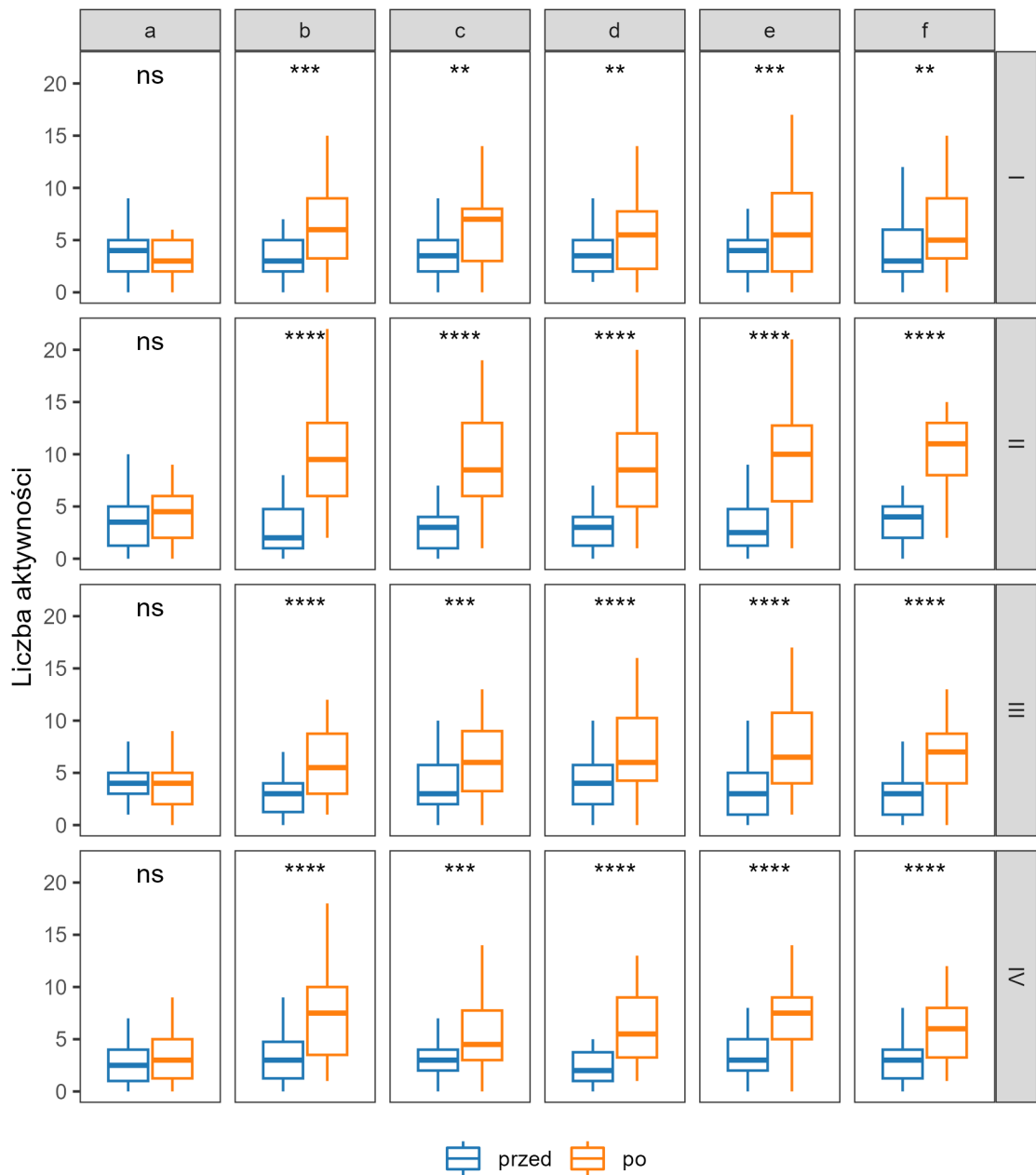
Analiza wariancji nie wykazała wpływu warunków podchowu, ani stosowanych stymulantów na liczbę "bezruchów". Model mieszany połączeń skumulowanych wskazuje na wpływ zapachu czebaczka (e) na zwiększenie liczby "bezruchów" po aplikacji stymulantu na poziomie $\exp\beta = 1,682$ i $p = 0,0317$. Zanotowano istotną zmianę liczby "bezruchów" larw jesiotra ostronosego podchowiwanych w basenie ze wzbogaconiem przestrzennym (II) po stymulacji zapachem suma (c) (Rysunek 12). w przypadku larw sterleta reakcję taką ujawniono w przypadku stymulacji substancją alarmową własnego gatunku (b) larw podchowiwanych w warunkach standardowych (I) oraz stymulacji zapachem czebaczka (e) larw eksponowanych w czasie podchowu na substancją alarmowa połączoną z zapachem suma (IV) (Rysunek 11).

Liczba prób podjęcia pokarmu była tak niska, że uniemożliwiła modelową analizę tego zachowania. Wykonane analizy bezpośrednie wykazały zmniejszenie liczby prób żerowania po stymulacji larw jesiotra ostronosego podchowiwanych w warunkach kontrolnych (I) za pomocą zapachu suma (c) ($p = 0,048$) oraz oraz zapachu okonia (d) ($p = 0,02$), a także po stymulacji larw podchowiwanych w obecności struktur przestrzennych (II) - zapachem okonia (d) ($p = 0,011$) i substancją alarmową czebaczka (f) ($p = 0,0002$) (Rysunek 13). Istotne zmniejszenie liczby prób podjęcia pokarmu przez larwy sterleta nastąpiło w kontrolnym wariantie podchowu (I) po stymulacji zapachem okonia (d) ($p = 0,017$) i substancją alarmową czebaczka amurskiego (f) ($p = 0,016$) oraz w wariantie wzbogaconym przestrzennie (II) po stymulacji substancją alarmowa sterleta (b) ($p = 0,0046$) i zapachem suma (c) ($p = 0,013$) (Rysunek 14).

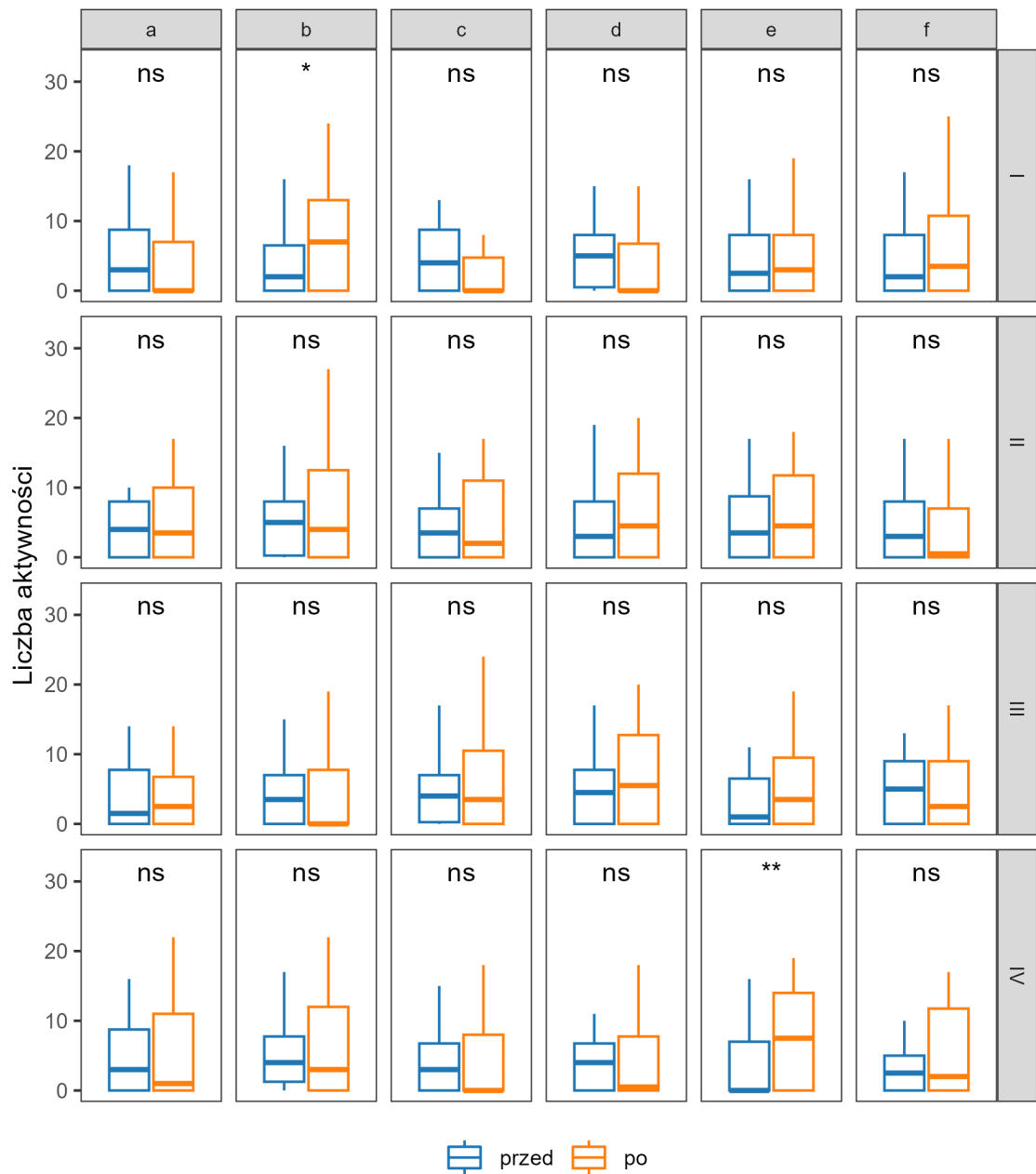
Analiza wariancji i model CLMM ujawniły wpływ gatunku i warunków podchowu na czas przebywania w strefie z kryjówkami. Sterlet przebywał w strefie z kryjówkami krócej niż jesiotr ostronosy ($\exp\beta = 0,7473$, $p < 0,001$). Podchów w obecności



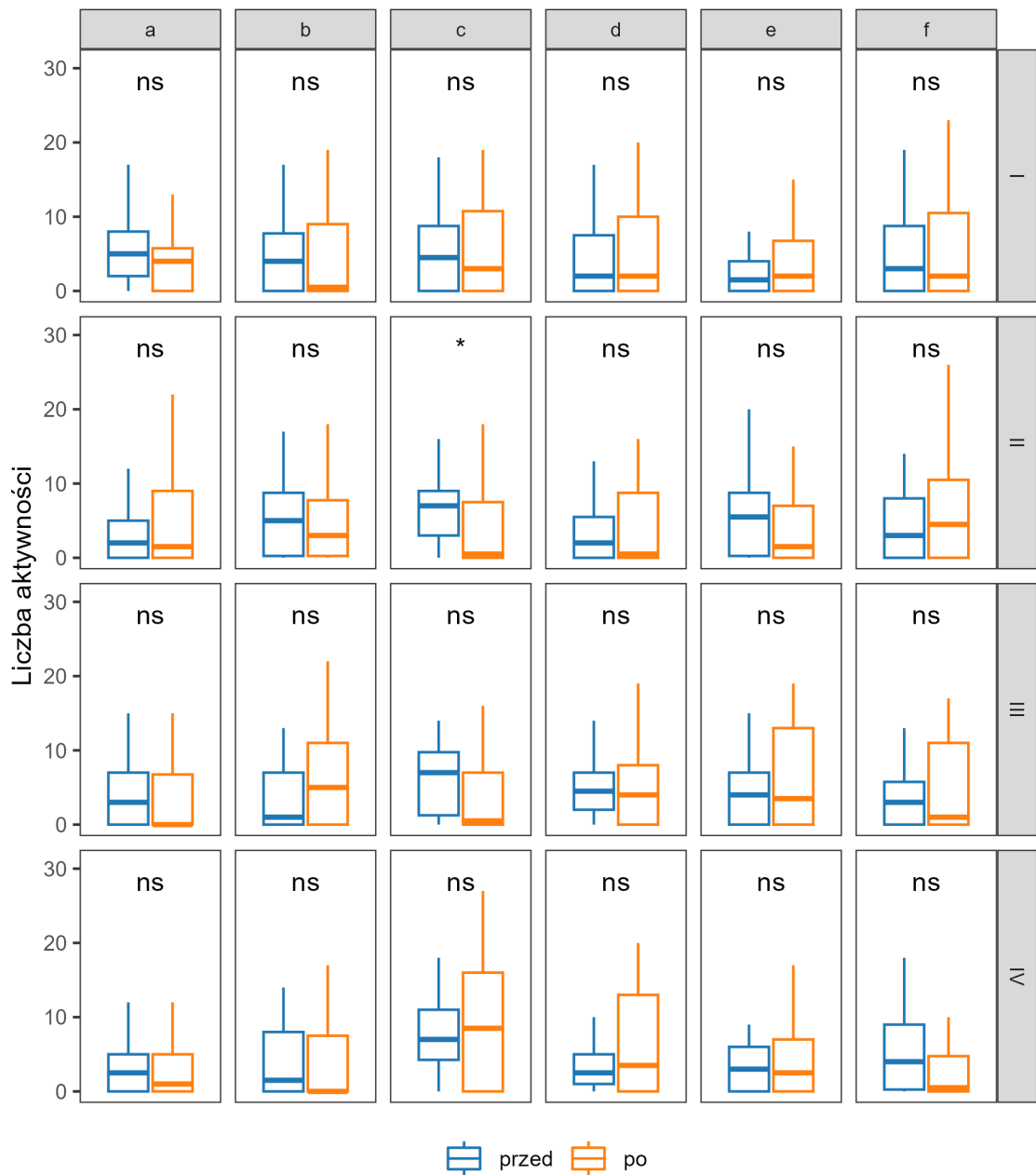
Rysunek 9: Porównanie aktywności "pętla" przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw sterleta. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a – stymulant neutralny (woda), b – substancja alarmowa własnego gatunku, c – zapach warunkowanego drapieżnika (sum), d – zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e – zapach nieznannej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns – nie istotne, * – $p < 0,05$, ** – $p < 0,01$, *** – $p < 0,001$, **** – $p < 0,0001$



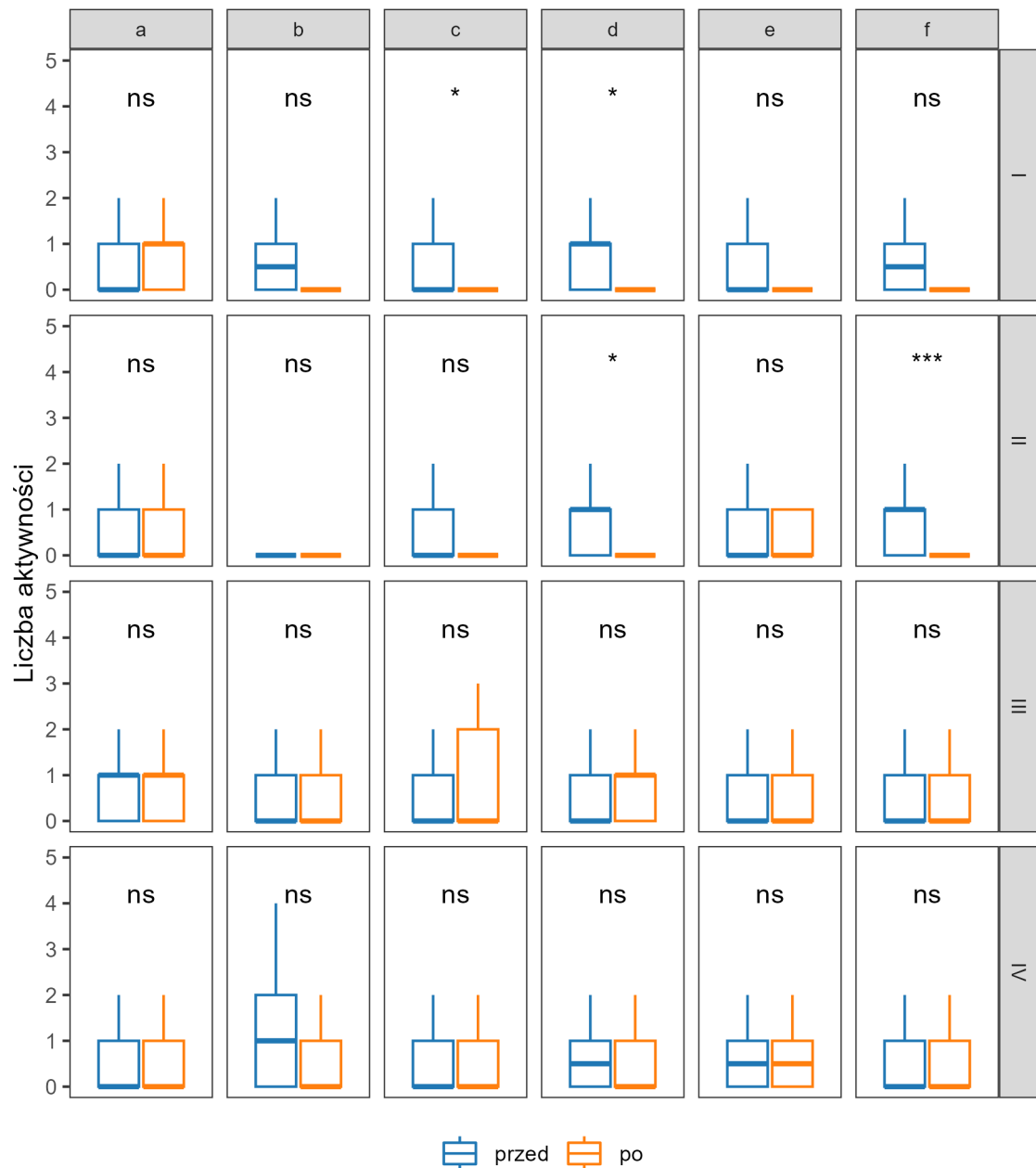
Rysunek 10: Porównanie aktywności "pętla" przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw jesiотra ostronosego. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowiywana w warunkach standardowych, II - grupa podchowiywana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieźnika (sum), d - zapach nie warunkowanego drapieźnika (okoń), e - zapach nieznaney ryby niedrapieźnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$



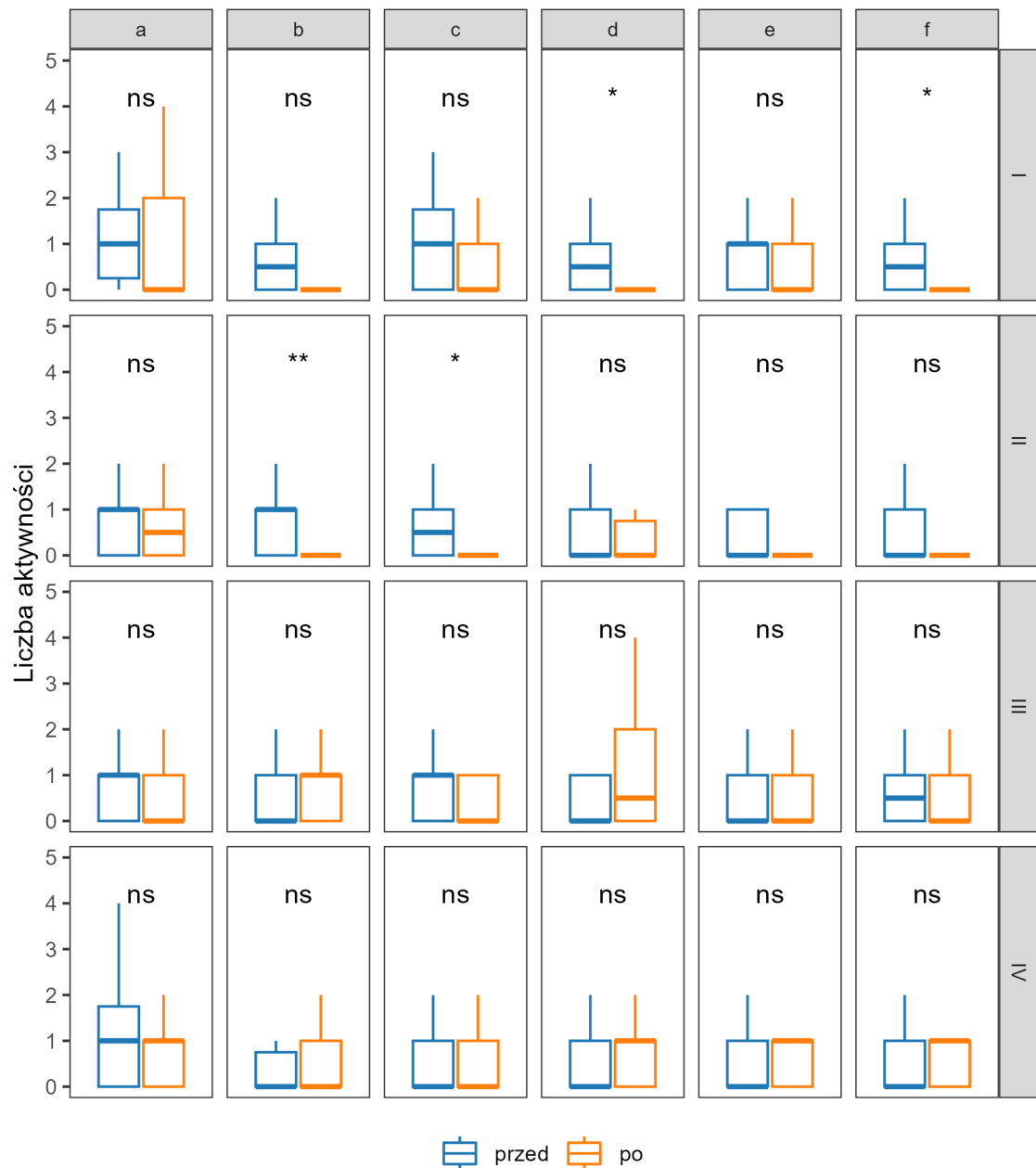
Rysunek 11: Porównanie aktywności "bezzuch" przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw sterleta. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieżnika (sum), d - zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e - zapach nieznanej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$



Rysunek 12: Porównanie aktywności "bezzuch" przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw jesiotra ostronosego. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieżnika (sum), d - zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e - zapach nieznannej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$



Rysunek 13: Porównanie liczby prób podjęcia pokarmu przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw jesiotra ostronosego. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieżnika (suma), d - zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e - zapach nieznannej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$

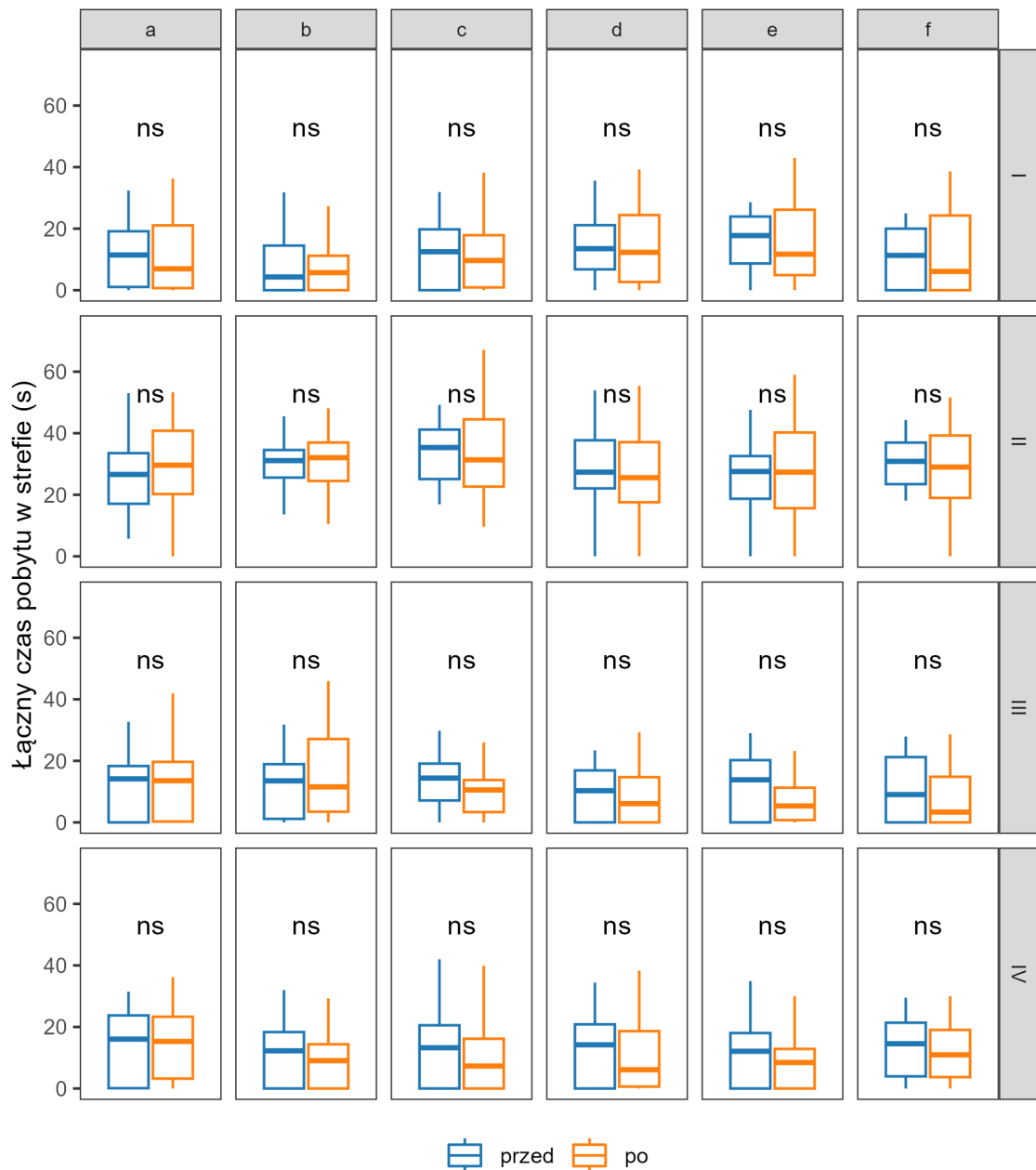


Rysunek 14: Porównanie liczby prób podjęcia pokarmu przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw sterleta. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowująca w warunkach standardowych, II - grupa podchowująca w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieżnika (sum), d - zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e - zapach nieznannej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$

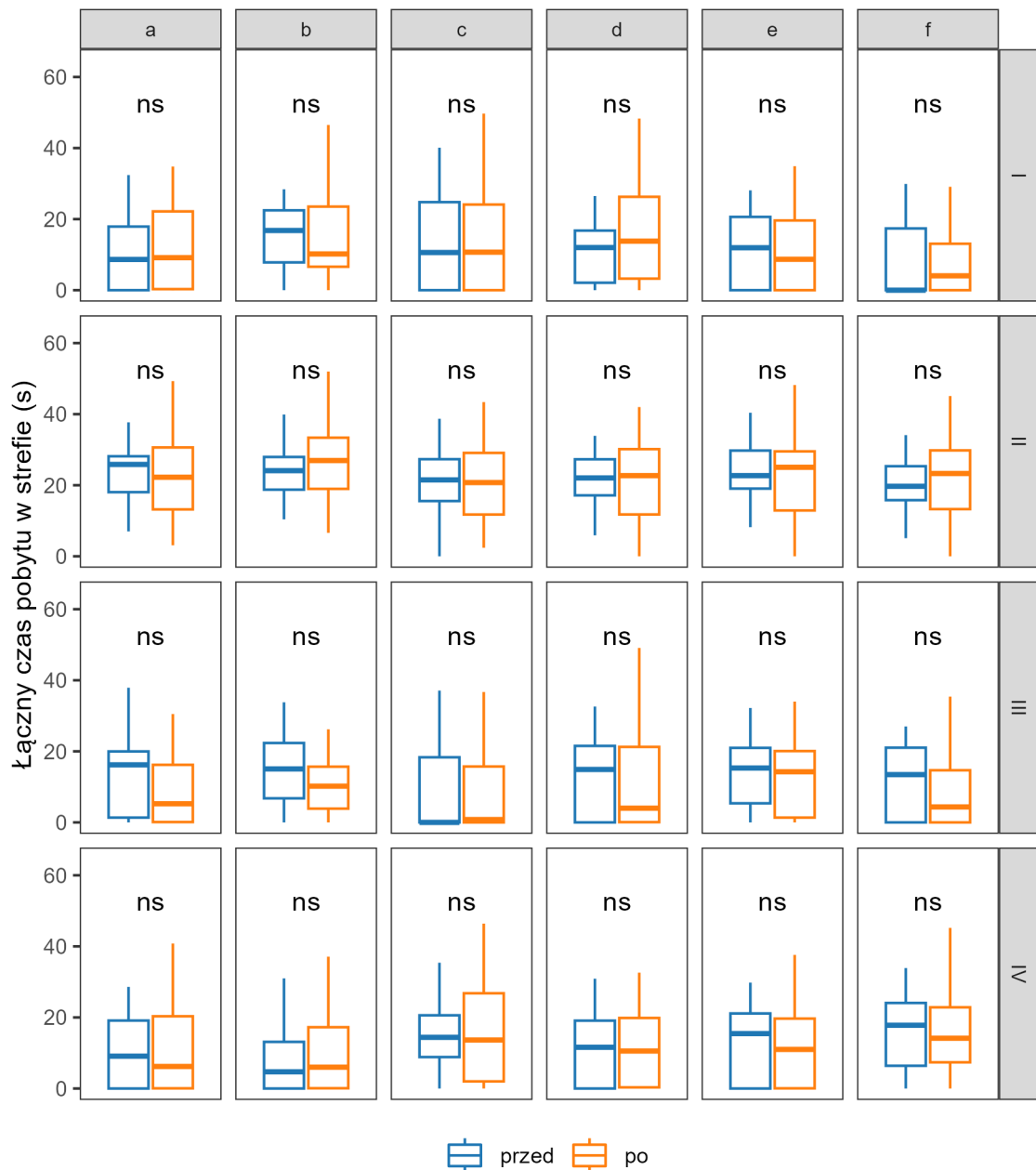
struktur przestrzennych (II) powodował zwiększenie czasu pobytu w strefie z kryjówkami zarówno u jesiotra ostronosego ($\exp\beta = 110,888$, $p < 0,001$), jak i u sterleta ($\exp\beta = 7,348$, $p < 0,001$). Pozostałe warianty podchowu i wszystkie zastosowane stymulanty nie miały wpływu na czas spędzony w strefie z kryjówkami. w żadnym wariantcie nie wystąpiła reakcja w postaci istotnej zmiany czasu pobytu w strefie z kryjówkami po stymulacji (Rysunek 15, Rysunek 16).

Warunki podchowu ($p < 0,001$) miały wpływ na czas wykorzystywania strefy otwartej przez larwy obydwu gatunków, a rodzaj zastosowanego stymulantu ($p < 0,001$) na reakcję. Podchów w obecności wzbogacenia strukturalnego spowodował zmniejszenie czasu pobytu w strefie otwartej u jesiotra ostronosego ($\exp\beta = 0,334$, $p < 0,001$) i u sterleta ($\exp\beta = 0,387$, $p < 0,001$). Model CLMM wykazuje wpływ wszystkich stymulantów aktywnych na wielkość reakcji obu gatunków. U jesiotra ostronosego stymulacja substancją alarmową (b) wywołała efekt na poziomie $\exp\beta = 0,299$, $p < 0,001$; zapachem suma (c) - $\exp\beta = 0,440$, $p = 0,003$; substancją alarmową połączoną z zapachem suma - $\exp\beta = 0,486$, $p = 0,008$; zapachem czebaczka amurskiego - $\exp\beta = 0,501$, $p = 0,011$ i substancją alarmową czebaczka amurskiego $\exp\beta = 0,401$, $p = p < 0,001$. u sterleta stymulacja substancją alarmową (b) wywołała efekt na poziomie $\exp\beta = 0,0460$, $p = 0,005$; zapachem suma (c) - $\exp\beta = 0,292$, $p < 0,001$; substancją alarmową połączoną z zapachem suma - $\exp\beta = 0,313$, $p < 0,001$; zapachem czebaczka amurskiego - $\exp\beta = 0,373$, $p < 0,001$; i substancją alarmową czebaczka amurskiego $\exp\beta = 0,386$, $p < 0,001$. Czas spędzony w strefie „otwartej” uległ zmniejszeniu po zastosowaniu czynnego stymulantu w większości wariantów doświadczenia dla larw jesiotra ostronosego (Rysunek 17) i we wszystkich wariantach dla larw sterleta (Rysunek 18).

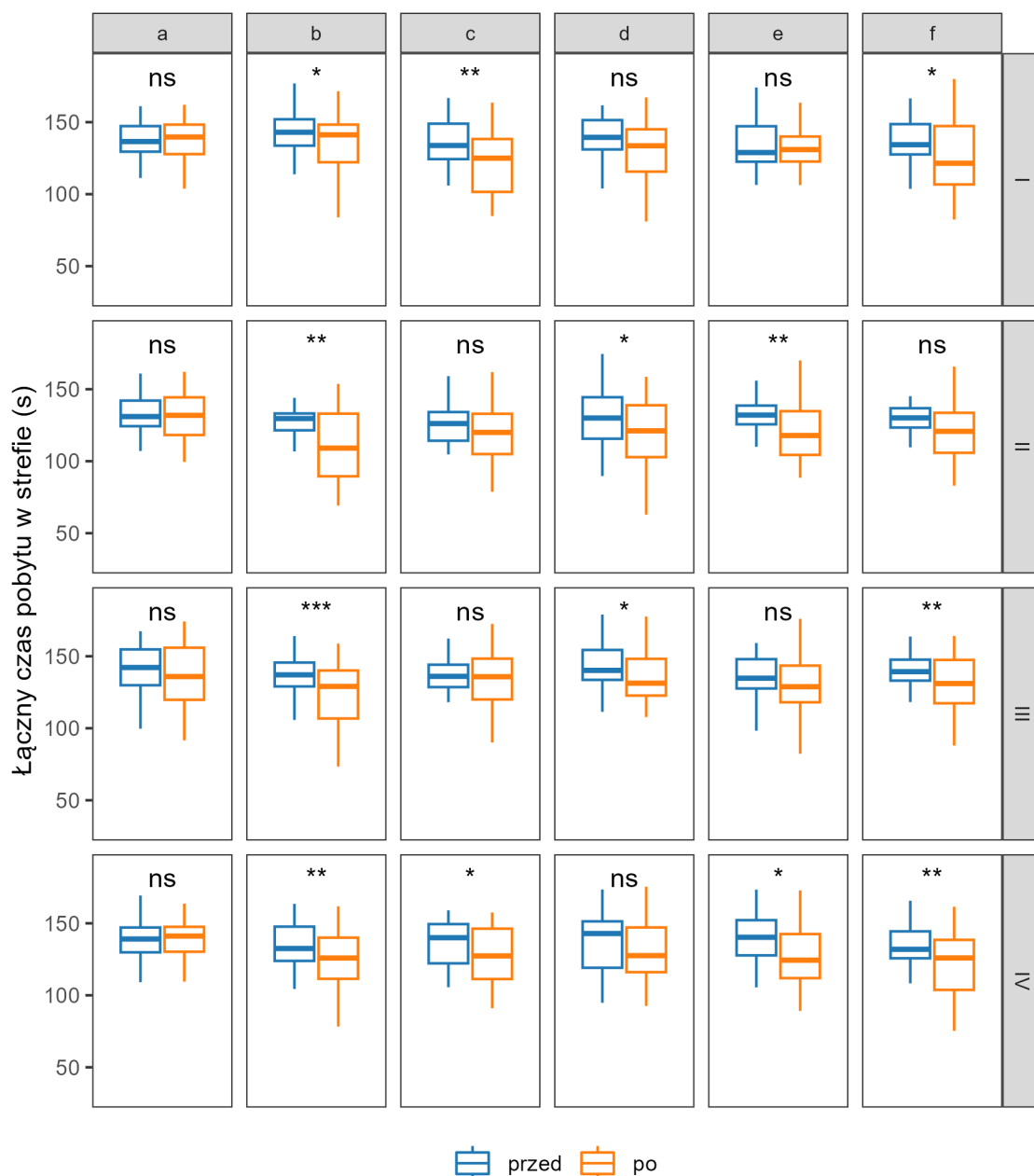
Analiza wariancji wykazała wpływ gatunku ($p < 0,001$), wariantu podchowu ($p < 0,001$) i rodzaju zastosowanej stymulacji ($p < 0,001$) na czas przebywania larw w strefie przy ścianie. Podchów z wykorzystaniem struktur przestrzennych spowodował zmniejszenie czasu spędzonego przy ścianie przez larwy jesiotra ostronosego ($\exp\beta = 0,120$, $p < 0,001$) i sterleta ($\exp\beta = 0,411$, $p < 0,001$). Wszystkie stymulanty aktywne powodowały zwiększenie czasu przebywania przy ścianie u jesiotra ostronosego ($\exp\beta \in <5,016 ; 6,740>$, $p < 0,001$) i sterleta ($\exp\beta \in <3,257 ; 4,963>$, $p < 0,001$). Nastąpiło znaczące zwiększenie czasu spędzonego przez larwy jesiotra



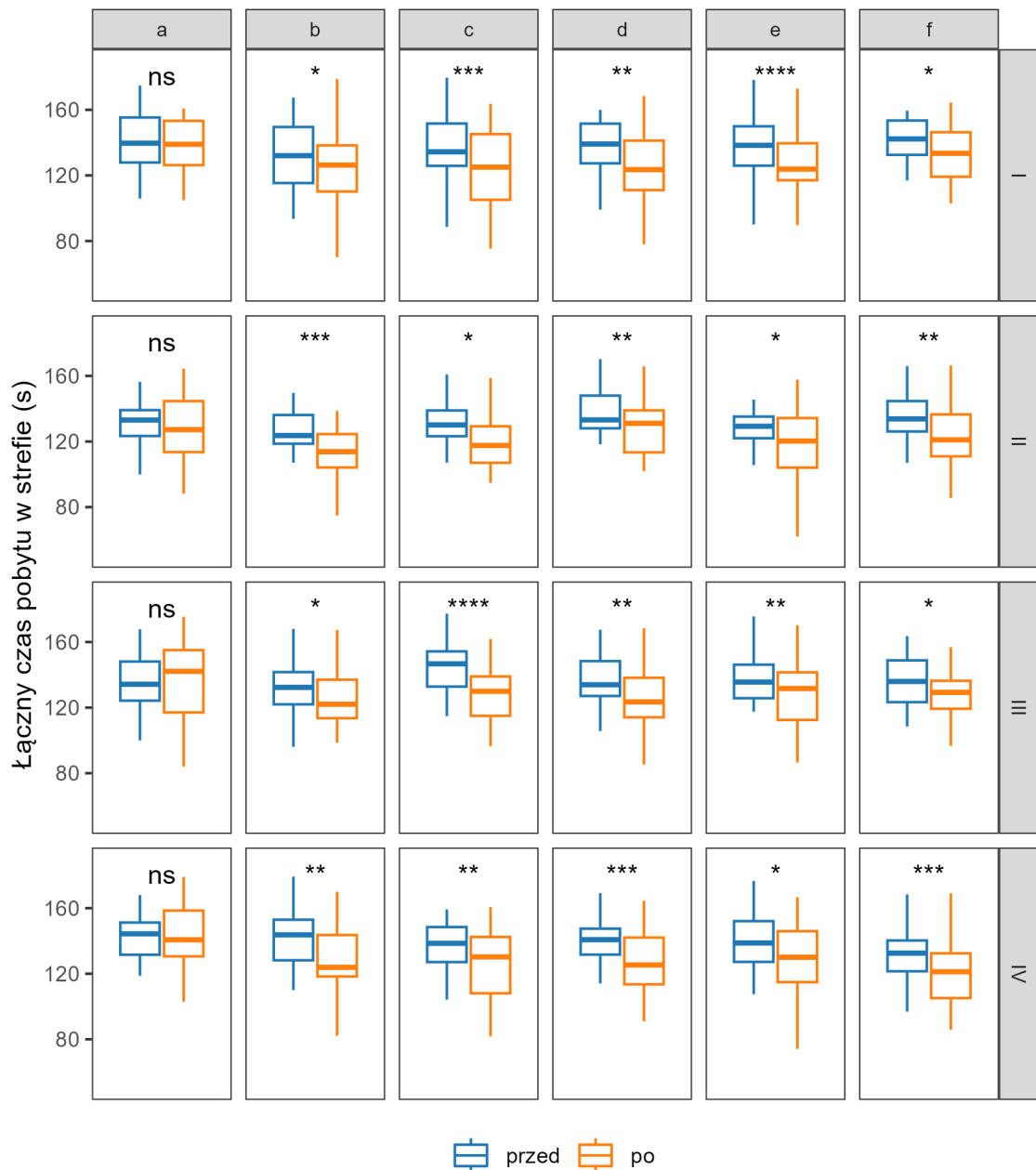
Rysunek 15: Porównanie czasu pobytu w strefie „z kryjówkami” przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw jesiotra ostronosego. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowana w basenach wzbogaczonych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieżnika (suma), d - zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e - zapach nieznanego ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$



Rysunek 16: Porównanie czasu pobytu w strefie „z kryjówkami” przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw sterleta. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieżnika (sum), d - zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e - zapach nieznannej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$



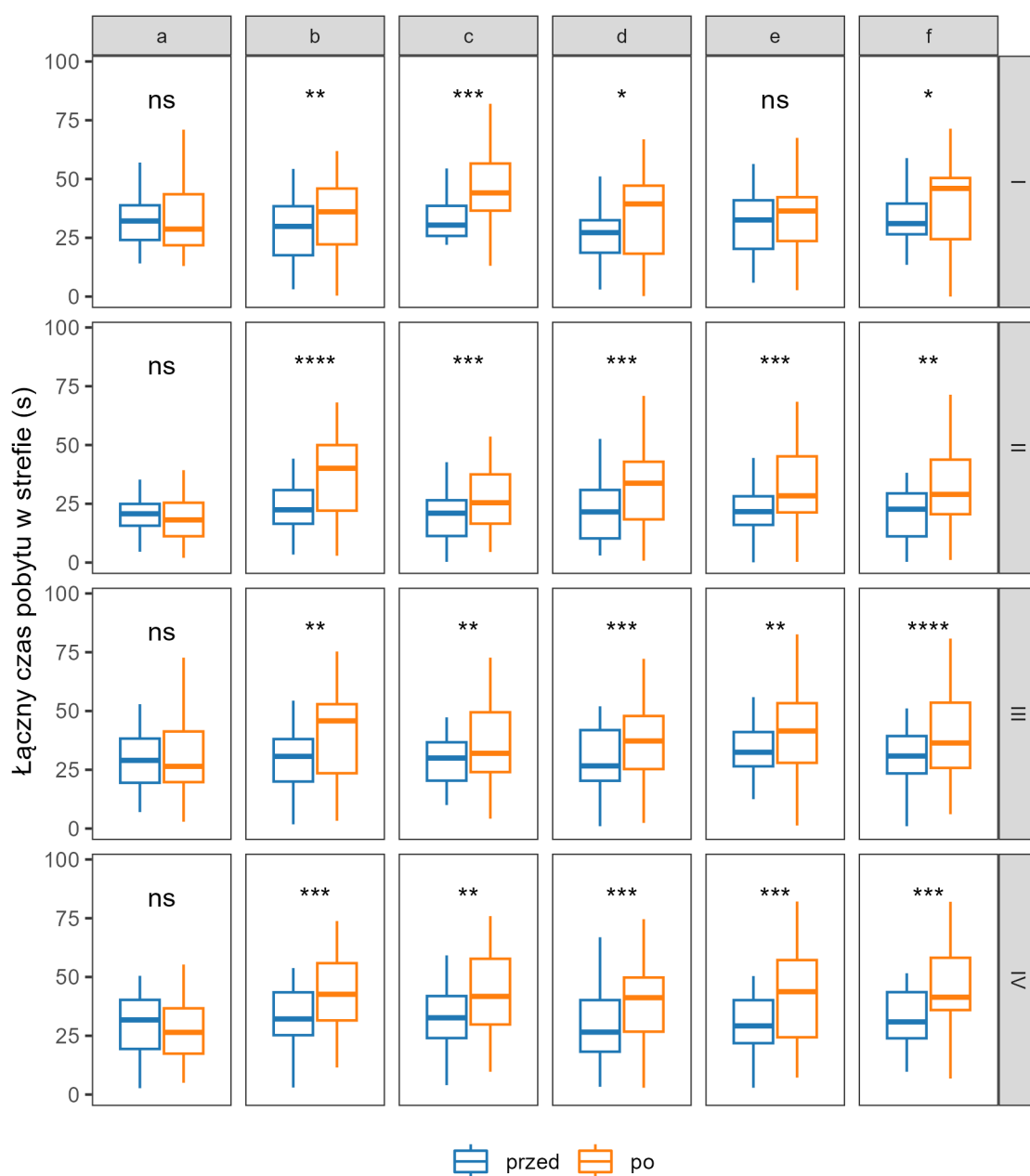
Rysunek 17: Porównanie czasu pobytu w strefie „otwartej” przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw jesiotra ostronosego. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieżnika (sum), d - zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e - zapach nieznannej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$



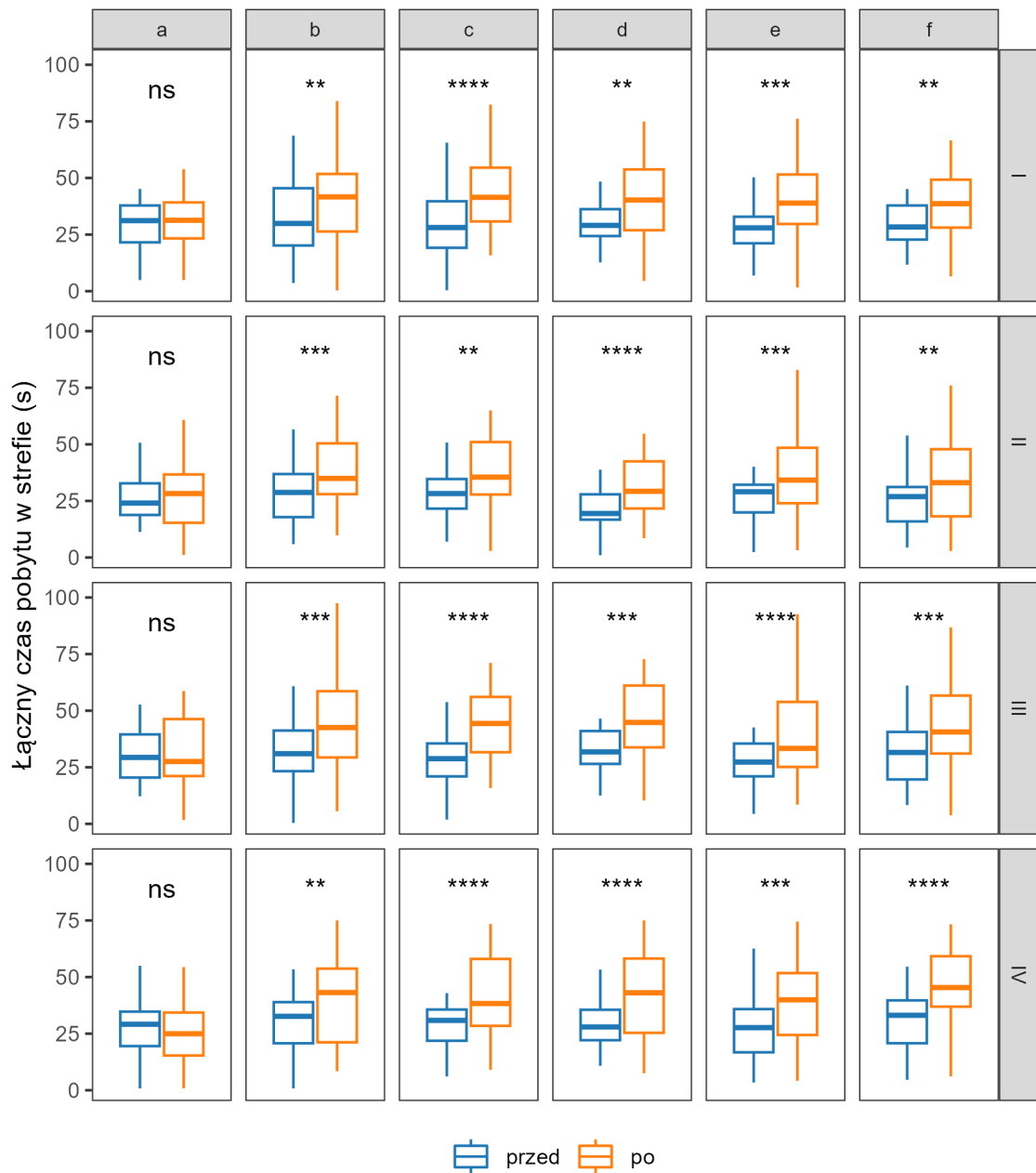
Rysunek 18: Porównanie czasu pobytu w strefie „otwartej” przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw sterleta. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieżnika (sum), d - zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e - zapach nieznannej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$

ostronosego „przy ścianie” po stymulacji nieobojętnej (b, c, d, e, f) we wszystkich wariantach za wyjątkiem larw z podchowu kontrolnego (I) stymulowanych zapachem czeczka (e), gdzie nie wykryto różnic (Rysunek 19). Larwy sterleły we wszystkich wariantach podchowu, po zastosowaniu wszystkich stymulantów aktywnych (b, c, d, e, f) zwiększyły istotnie czas pobytu w strefie „przy ścianie” (Rysunek 20).

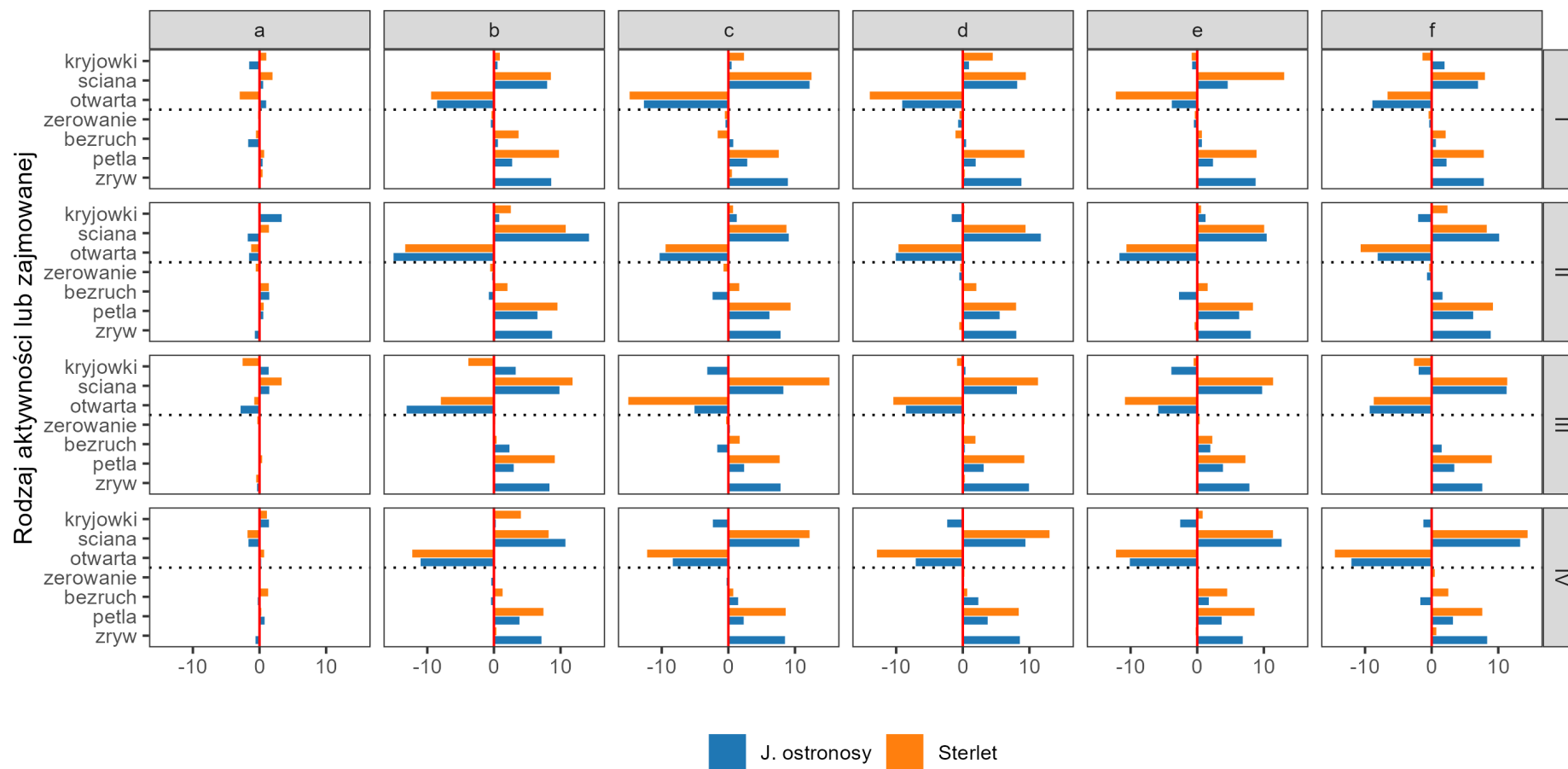
W żadnym przypadku nie odnotowano istotnej statystycznie reakcji na stymulant neutralny (a). Stymulanty nieobojętne (b, c, d, e, f) wywołały silną reakcję w postaci zmiany liczby „zrywów” i „pętli” oraz czasu pobytu w strefie „otwartej” i „przy ścianie” basenu doświadczalnego oraz nieregularne reakcje w obrębie zachowań „bezruch” i „żerowanie” (Rysunek 21).



Rysunek 19: Porównanie czasu pobytu w strefie „przy ścianie” przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw jesiotra ostronosego. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowana w basenach wzbogaczonych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieżnika (suma), d - zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e - zapach nieznanej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$



Rysunek 20: Porównanie czasu pobytu w strefie „przy ścianie” przed (kolor niebieski) i po (kolor pomarańczowy) stymulacji dla larw sterleta. W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowana w warunkach standardowych, II - grupa podchowana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem suma. W kolumnach przedstawiono warianty stymulacji: a - stymulant neutralny (woda), b - substancja alarmowa własnego gatunku, c - zapach warunkowanego drapieżnika (sum), d - zapach nie warunkowanego drapieżnika (okoń), e - zapach nieznannej ryby niedrapieżnej (czebaczek amurski), f - substancja alarmowa nieznanego gatunku (czebaczek amurski). Wyniki uzyskane za pomocą testu U Manna-Whitneya. Oznaczenia istotności statystycznej różnic: ns - nie istotne, * - $p < 0,05$, ** - $p < 0,01$, *** - $p < 0,001$, **** - $p < 0,0001$



Rysunek 21: Kompleks uśrednionych reakcji na stymulant zapachowy larw jesiota ostronosego (kolor niebieski) i sterleta (kolor pomarańczowy). W rzędach przedstawiono warianty podchowu: I - grupa podchowiywana w warunkach standardowych, II - grupa podchowiywana w basenach wzbogaconych o struktury przestrzenne, III - grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku, IV grupa stymulowana substancją alarmową własnego gatunku i wodą z zapachem sum

Dyskusja

Uzyskane wyniki świadczą o zróżnicowanym wpływie badanych praktyk hodowlanych zarówno na wzrost jak i behavior larw jesiotrów ostronosych i sterletów. Odstępstwo od standardowych metod podchowu wymaga więcej pracy i może mieć negatywne skutki dla zdrowia ryb (Braithwaite and Salvanes, 2010). Zastosowanie kamieni i żwiru jako elementów wzbogacenia mających imitować środowisko naturalne spowodowało śmiertelność prowadzącą do przedwczesnego zamknięcia tego wariantu podchowu. Struktury skalne pochodzenia naturalnego zalegające na dnie są ciężkie i trudne w manipulacjach oraz posiadają nieregularną powierzchnię utrudniającą utrzymanie wysokiej higieny i ułatwiającą rozwój drobnoustrojów. Podwyższona śmiertelność larw jesiotra ostronosego podchowiwanych na substratach żwirowym i kamiennym była już wcześniej notowana (Wiszniewski et al., 2010). Poddaje to pod wątpliwość możliwość stosowania takiego substratu jako wzbogacenia strukturalnego na szeroką skalę. Stosowanie wzbogaceń może przebiegać pod większą kontrolą, kiedy będzie obejmowało tylko ściśle określony czas (Brown et al., 2003) i starannie dobrane procedury. Zastosowanie wzbogacenia w postaci kształtek hydraulicznych PVC eliminuje większość wcześniej wspomnianych wad substratów naturalnych. Celem zastosowania stymulantów z zapachu drapieźnika i zapachu drapieźnika połączonego ze specyficzną substancją alarmową było symulowanie podniesionego ryzyka i próba powiązania zapachu drapieźnika z sygnałem alarmowym. Zabiegi takie przynoszą zróżnicowane efekty, dlatego ważne jest żeby poznać ich działanie na konkretne gatunki i stadia rozwojowe.

Typowe wskaźniki gospodarcze świadczące o wydajności podchowu nie są głównym wyznacznikiem skuteczności podchowu w celu jak najlepszego dostosowania do środowiska naturalnego, jednak stanowią istotne tło dla wyników i muszą zapewniać minimalną akceptowalną efektywność. Stąd po zaobserwowaniu nadmiernych śnięć nastąpiło zamknięcie wariantów podchowu ze wzbogaceniami strukturalnymi z naturalnych kamieni i żwiru. Należy nadmienić, że wysoka śmiertelność wystąpiła w tym wariantcie podchowu u obu gatunków, a obydwa podchowy odbywały się w innym czasie. w pozostałych wariantach podchowu przeżywalność osiągała akceptowalny poziom. Uzyskana przeżywalność jesiotra ostronosego w grupie I jest porównywal-

na, a w pozostałych grupach nieco niższa niż przeżywalności osiągane w standardowym podchowcie (Mohler, 2003; Mohler et al., 2000; Piotrowska et al., 2018, 2013; Rostaian et al., 2015). w przypadku sterleta nie zanotowano istotnego wzrostu śmiertelności w podchowach doświadczalnych, uzyskując we wszystkich grupach przeżywalność osiąganą w rutynowych podchowach tego gatunku (Laczynska et al., 2020; Lundova et al., 2018; Rónyai and Feledi, 2013). Tempo wzrostu larw jesiotrów w basenach ze wzbogaceniami środowiskowymi jest wciąż mało poznane, a dotychczas opublikowane rezultaty badań tempa wzrostu larw jesiotrów w basenach ze wzbogaceniami środowiskowym są niejednoznaczne. Uzyskane wyniki ujawniają przyspieszony wzrost w basenach ze wzbogaceniami zarówno u jesiotra ostronosego jak i sterleta jednak Gessner i inni (2009) wykazali, że larwy jesiotra ostronosego podchowywane na substratach żwirowym i piaszczystym cechowały się wolniejszym wzrostem niż grupa kontrolna, natomiast Wiszniewski et al. (2010) uzyskali wyniki wskazujące na wyższe tempo wzrostu na substratach żwirowym i kamiennym. Należy zauważyć że, wielkość substratu żwirowego w obydwu przytaczanych badaniach była zdecydowanie mniejsza niż, wykorzystane w przedstawionym eksperymencie, kształtki PVC, które wielkością były porównywalne z substratem kamiennym wykorzystanym przez Wiszniewskiego. Przyspieszenie wzrostu na substracie żwirowym zaobserwowano również u jesiotra białego (Baker et al., 2014; Boucher et al., 2018), co u tego gatunku jest połączone ze wzrostem przeżywalności (Boucher et al., 2014). Zastosowanie wzbogacenia habitatu może mieć też pozytywny wpływ na wzrost jesiotra syberyjskiego *Acipenser baeri* (Rónyai and Feledi, 2013) i jesiotra zachodniego *Acipenser sturio* (Carrera-García et al., 2017, 2016) oraz ryb nie należących do rodziny jesiotrowatych (Ahlbeck Bergendahl et al., 2016; Batzina and Karakatsouli, 2012; Berejikian et al., 2000). Prawdopodobną przyczyną jest powstawanie stref z wolniejszym przepływem wody, w których dłużej utrzymuje się zadawany pokarm, a ryby mogą odpoczywać, przez co efektywniej go wykorzystują.

Uzyskane wyniki dowodzą, że ekspozycja na substancję alarmową i warunkowanie antydrapieżnicze na zapach suma także spowodowały zwiększenie tempa wzrostu larw obu gatunków. Obydwa te zabiegi symulowały stan podwyższonego zagrożenia drapieżnictwem, który może wywoływać efekt indukowanej przez drapieżnika obrony morfologicznej. Polega ona na takim ukierunkowaniu rozwoju ciała potencjal-

nej ofiary, żeby jak najbardziej utrudnić połknięcie przez drapieżnika np. przez zwiększenie wysokości ciała (Abate et al., 2010; Brönmark and Miner, 1992; Díaz-Gil et al., 2020) zwiększenie ogólnych przyrostów w okresach zagrożenia (Billman et al., 2011; Chivers et al., 2008), czy rozwój struktur utrudniających schwytanie i połknięcie (Gross, 1978; Zeller et al., 2012). Rozwój i rola morfologii antydrapieżniczej jesiotrów są zbadane w niewielkim stopniu, jednak na pewno, wraz ze wzrostem tych ryb maleje zagrożenie drapieżnictwem (Baird et al., 2020).

U wielu zwierząt w obrębie jednego gatunku, czy nawet populacji występują indywidualnie zróżnicowane odpowiedzi behawioralne na ten sam bodziec reprezentujące dopasowanie do różnych nisz ekologicznych. Tworzenie zróżnicowanych habitatów dla zwierząt przeznaczonych do wypuszczenia na wolność pozwala rozwijać te naturalne predyspozycje i zapewnia że wypuszczane osobniki będą reprezentować szerokie spektrum zachowań adaptacyjnych w środowisku naturalnym (Watters and Mehan, 2007). Obserwowane zachowanie obydwu gatunków jesiotrów w arenie doświadczalnej było kształtowane zarówno przez warunki podchowu jak i zastosowane stymulacje. Jesiotry ostronose, jak i sterlety podchowywane w basenach ze wzbogaceniami strukturalnymi wykazały istotnie większe wykorzystanie strefy z kryjówkami jeszcze przed stymulacją chemiczną. Świadczy to o zwiększeniu plastyczności behawioralnej tych larw i jest pozytywnym efektem w kontekście przyszłych zarybień. Młodociane jesiotry ostronose w czasie wędrówki zstępnej na odcinkach rzeki o dużym prądzie poruszają się przez strefę litoralu (Whitmore i Litvak, 2018), więc umiejętność poruszania się w takim środowisku jest jednym z wymogów ekologicznych dla tego gatunku. Podchów ryb w urozmaiconym przestrzennie środowisku przynosi szerokie spektrum korzyści. Braithwaite i Salvanes (2005) badały wpływ wzbogaconego środowiska i nieregularnego karmienia na młodociane dorsze *Gadus morhua*. Podchowowały one ryby w basenach, w których umieściły kamienisty substrat i listownice, reprezentujące struktury występujące w naturalnym siedlisku tych ryb. Do karmienia ryb używały różnych rodzajów paszy komponowanej, a samo karmienie odbywało się z nieregularną częstotliwością. Ryby podchowywane we wzbogaconych basenach chętniej eksplorowały nowe otoczenie, a te karmione nieregularnie szybciej regenerowały się po stresie. Jednak najlepsze efekty w obu kategoriach dało połączenie wzbogacenia przestrzennego środowiska podchowu i zróżnicowanego karmienia. Co więcej, dorsze

podchowywane w niejednorodnym otoczeniu znacznie szybciej uczą się (od osobnika - demonstratora) polować na nową, nieznaną ofiarę (Strand et al., 2010) Australijskie babki (*Bathygobius cocosensis*, *B. krefftii*, *Favonigobius lentiginosus*, *Istigobius hoesei*), żyjące w siedlisku obfitującym w kamienie i inne struktury uczą się orientacji przestrzennej znacznie szybciej niż ryby żyjące w siedlisku piaszczystym, monogenicznym. Ryby z urozmaiconego habitatu wykorzystują w orientacji przestrzennej zarówno wskazówki zorientowane na własne położenie („skręt w prawo – skręt w lewo”) jak i znaki terenowe, podczas gdy ryby z siedliska piaszczystego orientują się głównie na zasadzie własnego położenia (White and Brown, 2015). Podobne różnice stwierdzono u cierników *Gasterosteus aculeatus* zasiedlających różne habitaty, przy czym nie stwierdzono różnic w ogólnym tempie nauki, a jedynie w rodzaju wykorzystywanych wskazówek (Bensky and Bell, 2018). Smolty łososia *Salmo salar* podchowywane ze wzbogaceniem strukturalnym osiągnęły po 290 km wędrówce zstępnej dwukrotnie większą przeżywalność niż podchowywane tradycyjnie (Hyvärinen and Rodewald, 2013). Ekspozycja na zmieniające się, bardziej złożone środowisko sprzyja również rozwojowi behawioralnemu młodych pstrągów tęczowych *Oncorhynchus mykiss*. Porównano ryby utrzymywane bez wzbogacania, ryby, które były wystawione na wczesny okres wzbogacania, ale następnie wróciły do standardowych basenów, ryby trzymane w warunkach tradycyjnych, ale następnie zostały poddane wzbogacaniu pod koniec fazy odchowu oraz ryby, które trzymano we wzbogaconych warunkach przez cały 12-tygodniowy okres odchowu. Ryby, które najdłużej doświadczały wzbogaconych warunków, miały lepsze zdolności uczenia się przestrzennego i były lepsze w znajdowaniu właściwej trasy, aby ominąć barierę niż ryby z pozostałych trzech zabiegów. Pozytywny wpływ na zachowanie stwierdzono jednak również u ryb, które doświadczyły wzbogacenia dopiero w ostatniej części okresu odchowu w porównaniu z grupą kontrolną lub u ryb poddanych wzbogaceniu wczesnemu (Ahlbeck Bergendahl et al., 2016). Wzbogacenie środowiska podchowu tora himalajskiego *Tor pituitora* promuje zachowania eksploracyjne i aktywne taktyki antydrapieżnicze (Ullah et al., 2017). Wreszcie - wykorzystanie złożonego habitatu do podchowu jesiotrów zachodnich zwiększa ich szansę eksploracji nowego siedliska (Carrera-García et al., 2017, 2016), co pokrywa się z zaobserwowanym zachowaniem jesiotrów ostronosych i sterletów.

Wzbogacenie przestrzenne nie zawsze, jednak, przynosi pożądane efekty. Czasem *Onocrhynchus tshawytscha* odchowywane w basenach wyposażonych w substrat naturalny, struktury przestrzenne imitujące roślinność i materię organiczną, strefowe zacienienia i podwodny system dystrybucji pokarmu bez kontaktu z człowiekiem, Po wypuszczeniu do środowiska naturalnego ryby te miały znacząco niższą przeżywalność niż podchowywane w tradycyjnych basenach. Prawdopodobnie ryby ze wzbogaconego podchowu nie potrafiące rozpoznawać drapieżników zajmowały w potoku te same stanowiska co ryby drapieżne, stając się łatwą do upolowania ofiarą. Dopiero warunkowanie na zapach drapieżnika (szczegółowo omówione w dalszej części) pozwoliło wyrównać szanse przeżycia na wolności między oboma wariantami podchowu (Berjikian et al., 1999).

Po dodaniu do wody aktywatorów poziom wykorzystania strefy z kryjówkami nie zmienił się w żadnym wariantcie podchowu, co wskazuje, że poszukiwanie kryjówek nie było odpowiedzią obronną badanych ryb. w warunkach przeprowadzonego doświadczenia jesiotry znacznie częściej wykazywały aktywne reakcje na zagrożenie. Dominującym zachowaniem jesiotra ostronosego było wykonywanie gwałtownych "zrywów", którego częstotliwość podniosła się niemal dwukrotnie, przy czym reakcja taka nie wystąpiła u sterleta w ogóle. u obu gatunków zaobserwowano zwiększenie ilości wykonywanych "pętli" w sytuacji podwyższonego ryzyka. Reakcja tak nie została wcześniej notowana w badaniach dotyczących interakcji drapieżnik – ofiara. Może być to rodzaj swoistych uników utrudniających drapieżnikowi celny atak, jednak bardziej prawdopodobne, że jest to zjawisko wynikające z niskiego poziomu wody w arenie doświadczalnej. w warunkach naturalnych, prawdopodobnie, zachowanie to wyglądałoby inaczej – ryby podpływałyby na pewną wysokość nad dnem, żeby znaleźć się w strefie z szybszym przepływem wody i wspomóc w ten sposób ucieczkę ze strefy zagrożonej. Podobne zachowanie udokumentowano u zaniepokojonych jesiótrów białych w wieku 0+ (Kynard et al., 2010). Zachowanie takie niesie ze sobą kolejne ryzyko ekspozycji na atak innych drapieżników, zapewne jednak jest elementem taktyki kompromisu i skalkulowanego ryzyka i jest korzystne w bilansie całej populacji. Ostatnim elementem w wykrytym zespole reakcji na zagrożenie jest zwiększenie wykorzystania strefy „przyścianie” mikrohabitatu areny doświadczalnej kosztem ograniczenia czasu spędzonego

w pozostałych strefach – głównie strefie „otwartej”. Zapewne również jest to wynikiem strategii ucieczki.

Zaobserwowana reakcja obronna wystąpiła we wszystkich wariantach podchowu i dla wszystkich aktywnych stymulantów alarmowych, a zastosowanie wody z obiegów podchowowych nie wywołało żadnych zmian zachowania. Świadczy to występowaniu neofobii zapachowej na tym etapie rozwoju obydwu badanych gatunków. Zjawisko to było już wcześniej notowane u ryb w tym u jesiотrów. u niektórych gatunków ryb występowanie lub nasilenie neofobii jest powiązane z poziomem zagrożenia środowiskowego, gdzie w bardziej niebezpiecznym środowisku uzasadniona jest nawet nadmierna reakcja antydrapieżnicza (Brown et al., 2013; Meuthen et al., 2016). Neofobia indukowana podniesieniem ogólnego poziomu zagrożenia (cykliczną stymulacją za pomocą substancji alarmowej) utrzymuje się krócej niż warunkowanie na konkretny zapach drapieżnika i ustaje po ustąpieniu sygnałów o podwyższonym ryzyku środowiskowym. Warunkowanie antydrapieżnicze *Etheostoma caeruleum* (zapach drapieżnika + substancja alarmowa) spowodowało reakcję behawioralną na zapach warunkowanego i nie warunkowanego drapieżnika. Reakcja na zapach warunkowanego drapieżnika utrzymała się ponad 32 dni, natomiast reakcja na zapach nie warunkowanego drapieżnika po tym czasie zanikła. Stymulacja samym zapachem drapieżnika nie przyniosła efektów (Abudayah and Mathis, 2016). Jednocześnie oba te mechanizmy (neofobia i warunkowanie antydrapieżnicze) są od siebie całkowicie niezależne, a ich efekty sumują się w ogólnym modelu obrony przed drapieżnikiem (Ferrari et al., 2015). Karaś *Carassius carassius* identyfikuje jako zagrożenie zapach nie warunkowanego drapieżnika, którego pokarm stanowiły ryby posiadające w skórze substancje alarmowe, ale nie potrafi rozpoznać drapieżnika, który żywił się rybami nie posiadającymi substancji alarmowych. Nie wykazuje również strachu przed zapachem ryb niedrapieżnych (Pettersson et al., 2000). Niektóre gatunki reagują tylko na substancję alarmową pochodzącą od własnego gatunku. Barwniak szmaragdowy *Pelvicachromis taeniatus* w sytuacji zagrożenia, symulowanej ekspozycją na własną substancję alarmową, wykazuje silne zachowania ławicowe jednak substancja alarmowa ze skóry mieczyka Hellera *Xiphophorus helleri* nie wywołuje żadnej reakcji (Meuthen et al., 2016).

Larwy jesiотra jeziornego wykazują silną reakcję na substancję alarmową, która objawia się znacznym zwiększeniem aktywności (Wishingrad et al., 2014b). Autorzy

interpretują jako próbę ucieczki z miejsca zagrożenia, co w dużym stopniu odpowiada stwierdzonej reakcji jesiotra ostronosego i sterleta. Osobniki młodociane (jesiotra jeziornego) tracą ten behavior co może być spowodowane zmianami morfologicznymi: zwiększeniem wymiarów ciała i rozwojem ostrych płytek kostnych. Sloychuk i in. (2016) badali reakcję na substancję alarmową i możliwość warunkowania antydrapieżniczego jesiótrów jeziornych. Osobniki o długości 5,7 cm wykazywały silną reakcję na substancję alarmową pochodzącą z uszkodzonej skóry własnego gatunku, jednak nie wykazywały reakcji obronnej na nieznane zapachy. Cámara Ruiz i in. (2019) badali młodociane jesiotry ostronose pochodzące z tradycyjnego podchowu. Odkryli oni, że reakcja tych ryb na zapach drapieżnika (sandacz *Sander lucioperca*) i ryby niedrapieżnej (karp *Cyprinus carpio*) nie różni się. w swoim doświadczeniu analizowali oni jedynie rozmieszczenie ryb w poszczególnych strefach zbiornika nie identyfikując innych rodzajów zachowań. Pominęli oni również stymulant neutralny i trudno określić, czy w obu przypadkach wystąpiła czy nie wystąpiła reakcja obronna, a co za tym idzie, czy ryby juwenilne wciąż przejawiają neofobię.

Wiele prac wskazuje możliwość treningu rozpoznawania zagrożenia ze strony drapieżnika na zasadzie odruchów warunkowych. Efekt ten uzyskuje się przez skojarzenie zapachu drapieżnika z obecnością substancji alarmowych pochodzących ze skóry własnego gatunku. Tak warunkowana ryba powinna rozpoznawać zapach drapieżnika jako zagrożenie (Chivers and Smith, 1998). Nie jest jasne jaki wpływ na skuteczność tego zabiegu ma intensywność i częstotliwość ekspozycji na warunkowane sygnały, jednak sygnał alarmowy z uszkodzonej skóry jest tak silny, że w niektórych przypadkach nawet pojedynczy zabieg przynosi efekt. Chasmistes liorus uczone w ten sposób potrafiły rozpoznać jako zagrożenie zapach basa wielkogębowego w ciągu 2 do 10 dni (ArcheriCrawl, 2014). Również jednokrotne warunkowanie na zapach szczupaka wywołało silną reakcję antydrapieżniczą pstrągów tęczowych po 4 i 21 dniach. Ryby te w warunkach zagrożenia zdecydowanie zmniejszyły intensywność żerowania i wykorzystanie dostępnego obszaru, a zwiększyły czas spędzony w ukryciu (Brown and Smith, 1998). Niektóre próby zamiast kojarzenia zapachu drapieżnika z substancją alarmową ze zranionej skóry bazują na zapachu drapieżnika karmionego rybami danego gatunku. Takie działania wydają się równie skuteczne jak klasyczne warunkowanie. Vilhunen (2006) trenował golce zwyczajne *Salvelinus alpinus* w kierunku unikania dra-

pieżnego sandacza *Sander lucioperca*. Ryby już po pierwszym warunkowaniu wyraźnie stroniły od chemicznego sygnału drapieżnika, a po czterokrotnym kondycjonowaniu unikały go niemal całkowicie. Ponadto wraz z kolejnymi treningami wzrastała ich szansa przeżycia w prawdziwym kontakcie z sandaczem. Ataku drapieżnika najczęściej udawało się unikać rybom uciekającym w kierunku powierzchni wody, co może być powiązane ze strategią wykonywania "pętli" przez badane jesiотry.

Nie jest wiadomym jaki wpływ na badane parametry i reakcje miały udomowienie i efekt matczyny. Badane jesiотry ostronose pochodziły z pokolenia F1 i jest to na dzień dzisiejszy jedyny materiał dostępny do restytucji bałtyckiej populacji tego gatunku. Sterlety pochodziły z pokolenia F2 z populacji Dniestrzańskiej. Silna reakcja obydwu gatunków zarówno na specyficzne substancje alarmowe jak i inne sygnały chemiczne świadczy o wciąż wysokim potencjale reakcji obronnej tych pokoleń. Udomowienie prowadzi jednak do zmian w strategii obrony przeciwdrapieżniczej ryb. Bezpośredni lub pośredni kontakt z drapieżnikiem często jest katalizatorem zmian behawioralnych zwiększających szanse przeżycia w przyszłości. Łopatonosy amerykańskie *Scaphirhynchus platyrhynchus* nie posiadają wrodzonych mechanizmów obrony przed drapieżnikami, ale wykazują reakcję obronną już po pierwszym kontakcie z drapieżnikiem. Ryby które były ścigane lub ugryzione przez drapieżnika efektywnie unikały strefy zagrożenia (Hintz et al., 2013). Możliwość kontaktu z prawdziwym drapieżnikiem już po 48 godzinach przynosi zmianę zachowania pstrągów potokowych *Salmo trutta*, jednak efekt ten wciąż różni się od zachowania ryb dzikich (Petersson et al., 2015). Ryby które miały już kontakt z drapieżnikiem często ograniczają reakcję obronną i starają się najpierw ocenić aktualne zagrożenie. Częściej podejmują ryzykowne akcje w celu uzyskania korzyści np. pozostają na żerowisku mimo że jest to strefa zagrożona (Pettersson et al., 2000). Dzikie pstrągi potokowe w obecności drapieżnika więcej czasu spędzały w ukryciu i częściej były aktywne nocą. Ryby odchowywane w wylęgarni, już z pierwszego i drugiego pokolenia po dzikich tarlakach, były niewrażliwe na ryzyko i wykazywały Aktywność dzienną nawet w obecności drapieżnika (Álvarez and Nicieza, 2003). Zarówno udomowiony jak i dziki amur biały *Ctenopharyngodon idella* wykazuje, po wystawieniu na wizualne i zapachowe wskazówki drapieżnika, wyraźną reakcję obronną. Zachowanie to różni się jednak u ryb dzikich i udomowionych. Ryby dzikie częściej wykazywały zachowania ławicowe i inspekcję drapieżnika oraz spędzały więcej czasu

w strefie podwyższonego ryzyka. Jednak, w przypadku bezpośredniego kontaktu, to ryby z wylęgarni częściej padały ofiarą drapieżnika (Tang et al., 2017). Zachowanie takie jest wynikiem skalkulowanego kompromisu między unikaniem drapieżnika a zaspokajaniem innych potrzeb życiowych. Ryby nauczone kontaktów z drapieżnikiem częściej podejmują potencjalnie ryzykowne zachowanie jednocześnie demonstrując swoją świadomość zagrożenia i gotowość reakcji, jak i badając chęć drapieżnika do polowania (Brown, 2003).

Ocena badanych praktyk hodowlanych jest niejednoznaczna. Wzbogacenie środowiska podchowu w struktury przestrzenne zwiększyło zdolności eksploracyjne badanych jesiotrów. Efektem tego powinno być lepsze wykorzystanie dostępnych siedlisk i zasobów w środowisku naturalnym. Niestety struktury pochodzenia naturalnego nie spełniają swojej roli i w praktyce hodowlanej muszą być zastąpione strukturami sztucznymi. Wykorzystane w doświadczeniach kształtki hydrauliczne są dobrą alternatywą. Są łatwo dostępne, odporne, niezbyt ciężkie i bardzo łatwe do dokładnego czyszczenia, czy dezynfekcji. Dzięki temu umożliwiają utrzymywanie wysokiej kultury produkcji przy zapewnieniu rybom dodatkowej stymulacji. Wzbogacenia strukturalne powinny być powszechnie stosowane w produkcji materiału zarybieniowego ryb jesiotrowatych. Wykorzystanie sygnałów chemicznych do treningu obrony przeciwdrapieżniczej budzi więcej wątpliwości. Z powodu neofobii zapachowej reakcja badanych ryb nie różniła się w wariantach stymulowanych substancją alarmową i warunkowanych antydrapieżniczo od pozostałych warunków podchowu. Dalszych badań wymaga stwierdzenie jak długo utrzymuje się neofobia u badanych jesiotrów i czy po tym okresie warunkowanie antydrapieżnicze może mieć jakiś pozytywny efekt. w świetle przedstawionych rezultatów nie można zarekomendować tych praktyk do powszechnego użycia.

Wnioski

1. Zastosowanie niekonwencjonalnych praktyk hodowlanych do produkcji materiału zarybieniowego jesiotra ostronosego i sterleta może poprawić dostosowanie tych ryb do środowiska naturalnego
2. Wzbogacenia strukturalne umieszczone w basenach podchowowych zwiększyły zdolności eksploracyjne badanych jesiotrów
3. Wzbogacenia strukturalne powinny być stosowane w praktyce hodowlanej, ale muszą być bezpieczne dla ryb i łatwe w obsłudze. Wymagania te spełniają kształtki hydrauliczne z tonących tworzyw sztucznych.
4. Behawioralna reakcja antydrapieżnicza badanych jesiotrów różniła się między gatunkami. Dominującym zachowaniem jesiotra ostronosego było wykonywanie „zrywów”, a sterleta „pętli”.
5. Obydwa badane gatunki jesiotrów na etapie późnolarwalnym wykazały neofobię zapachową.
6. Neofobia może być wykorzystana do zwiększenia efektywności przyszłych zarybień, jednak wcześniejsze prace sugerują, że jest to niewystarczające zabezpieczenie przed drapieżnikami i musi zostać rozszerzone o inne mechanizmy aby być skuteczne.
7. Antydrapieżnicze warunkowanie zapachowe ani symulowanie zwiększonego zagrożenia w czasie podchowu nie wpłynęło na reakcję antydrapieżniczą badanych ryb.
8. Na tle uzyskanych wyników nie ma podstaw, żeby zabiegi te wprowadzać do praktyki hodowlanej.

Literatura

1. Abate, M.E., Eng, A.G., Kaufman, L., 2010. Alarm cue induces an antipredator morphological defense in juvenile Nicaragua cichlids *Hypsophrys nicaraguensis*. *Curr. Zool.* 56, 36–42. <https://doi.org/10.1093/czoolo/56.1.36>
2. Abrahams, M., 2005. The Physiology of Antipredator Behaviour: What You do with What You've Got. *Fish Physiol.* 24, 79–109. [https://doi.org/10.1016/S1546-5098\(05\)24006-2](https://doi.org/10.1016/S1546-5098(05)24006-2)
3. Abudayah, W.H., Mathis, A., 2016. Predator recognition learning in rainbow darters *Etheostoma caeruleum*: specific learning and neophobia. *J. Fish Biol.* 89, 1612–1623. <https://doi.org/10.1111/jfb.13061>
4. Ahlbeck Bergendahl, I., Salvanes, A.G.V., Braithwaite, V.A., 2016. Determining the effects of duration and recency of exposure to environmental enrichment. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 176, 163–169. <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2015.11.002>
5. Álvarez, D., Nicieza, A.G., 2003. Predator avoidance behaviour in wild and hatchery-reared brown trout: The role of experience and domestication. *J. Fish Biol.* 63, 1565–1577. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2003.00267.x>
6. Araki, H., Cooper, B., Blouin, M.S., 2007. Genetic Effects of Captive Breeding Cause a Rapid, Cumulative Fitness Decline in the Wild. *Science* (80-.). 318, 100–103. <https://doi.org/10.1126/science.1145621>
7. Archer, S.K., Crowl, T.A., 2014. Retention of learned predator recognition in an endangered sucker *Chasmistes liorus liorus*. *Aquat. Biol.* 20, 195–202. <https://doi.org/10.3354/ab00558>
8. Arechavala-Lopez, P., Diaz-Gil, C., Saraiva, J.L., Moranta, D., Castanheira, M.F., Núñez-Velázquez, S., Ledesma-Corvi, S., Mora-Ruiz, M.R., Grau, A., 2019. Effects of structural environmental enrichment on welfare of juvenile seabream (*Sparus aurata*). *Aquac. Reports* 15, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2019.100224>
9. Arndt, G.M., Gessner, J., Bartel, R., 2006. Characteristics and availability of spawning habitat for Baltic sturgeon in the Odra River and its tributaries. *J. Appl. Ichthyol.* 22, 172–181. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2007.00947.x>
10. Bain, M., Haley, N., Peterson, D., Waldman, J.R., Arend, K., 2000. Harvest and habitats of atlantic sturgeon *Acipenser oxyrinchus* Mitchill, 1815 in the Hudson River estuary: Lessons for sturgeon conservation. *Bol. - Inst. Esp. Oceanogr.* 16, 43–53.

11. Baird, S.E., Steel, A.E., Cocherell, D.E., Poletto, J.B., Follenfant, R., Fangue, N.A., 2020. Experimental assessment of predation risk for juvenile green sturgeon, *Acipenser medirostris*, by two predatory fishes. *J. Appl. Ichthyol.* 36, 14–24. <https://doi.org/10.1111/jai.13990>
12. Baker, D.W., McAdam, S.O., Boucher, M.A., Huynh, K.T., Brauner, C.J., 2014. Swimming performance and larval quality are altered by rearing substrate at early life phases in white sturgeon, *Acipenser transmontanus* (Richardson, 1836). *J. Appl. Ichthyol.* 30, 1461–1472. <https://doi.org/10.1111/jai.12642>
13. Balon, E.K., 1999. Alternative ways to become a juvenile or a definitive phenotype (and on some persisting linguistic offenses). *Environ. Biol. Fishes* 56, 17–38. <https://doi.org/10.1023/a:1007502209082>
14. Bannier, F., Tebbich, S., Taborsky, B., 2017. Early experience affects learning performance and neophobia in a cooperatively breeding cichlid. *Ethology* 123, 712–723. <https://doi.org/10.1111/eth.12646>
15. Batzina, A., Karakatsouli, N., 2012. The presence of substrate as a means of environmental enrichment in intensively reared gilthead seabream *Sparus aurata*: Growth and behavioral effects. *Aquaculture* 370–371, 54–60. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.10.005>
16. Bensky, M.K., Bell, A.M., 2018. Intraspecific variation in cue-specific learning in sticklebacks. *Anim. Behav.* 137, 161–168. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2018.01.003>
17. Berejikian, B. a, Tezak, E.P., Flagg, T. a, LaRae, A.L., Kummerow, E., Mahnken, C.V., 2000. Social dominance, growth, and habitat use of age-0 steelhead (*Oncorhynchus mykiss*) grown in enriched and conventional hatchery rearing environments Barry. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 57, 628–636.
18. Berejikian, B.A., Smith, R.J.F., Tezak, E.P., Schroder, S.L., Knudsen, C.M., 1999. Chemical alarm signals and complex hatchery rearing habitats affect antipredator behavior and survival of chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) juveniles. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 56, 830–838. <https://doi.org/10.1139/cjfas-56-5-830>
19. Bertin, A., Borel, F., Darmaillacq, A.-S., Poisson, A., Colson, V., Valotaire, C., Dickel, L., 2017. Embryonic exposure to a conspecific alarm cue triggers behavioural plasticity in juvenile rainbow trout. *Anim. Behav.* 133, 35–45. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2017.09.013>
20. Billard, R., Lecointre, G., 2000. Biology and conservation of sturgeon and paddlefish. *Rev. Fish Biol. Fish.* 10, 355–392. <https://doi.org/10.1023/A:1012231526151>

21. Billman, E.J., Tjarks, B.J., Belk, M.C., 2011. Effect of predation and habitat quality on growth and reproduction of a stream fish. *Ecol. Freshw. Fish* 20, 102–113. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0633.2010.00465.x>
22. Birstein, V.J., 1993. Sturgeons and Paddlefishes: Threatened Fishes in Need of Conservation. *Conserv. Biol.* 7, 773–787.
23. Boucher, M.A., Baker, D.W., Brauner, C.J., Shrimpton, J.M., 2018. The effect of substrate rearing on growth, aerobic scope and physiology of larval white sturgeon *Acipenser transmontanus*. *J. Fish Biol.* 92, 1731–1746. <https://doi.org/10.1111/jfb.13611>
24. Boucher, M.A., McAdam, S.O., Shrimpton, J.M., 2014. The effect of temperature and substrate on the growth, development and survival of larval white sturgeon. *Aquaculture* 430, 139–148. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.03.011>
25. Braithwaite, V.A., Salvanes, A.G.V., 2010. Aquaculture and restocking: Implications for conservation and welfare. *Anim. Welf.* 19, 139–149.
26. Braithwaite, V.A., Salvanes, A.G.V., 2005. Environmental variability in the early rearing environment generates behaviourally flexible cod: Implications for rehabilitating wild populations. *Proc. R. Soc. B Biol. Sci.* 272, 1107–1113. <https://doi.org/10.1098/rspb.2005.3062>
27. Brönmark, C., Miner, J.G., 1992. Predator-induced phenotypical change in body morphology in crucian carp. *Science* (80-.). 258, 1348–1350. <https://doi.org/10.1126/science.258.5086.1348>
28. Brown, C., Davidson, T., Laland, K.N., 2003. Environmental enrichment and prior experience of live prey improve foraging behaviour in hatchery-reared Atlantic salmon. *J. Fish Biol.* 63, 187–196. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2003.00208.x>
29. Brown, C., Day, R.L., 2002. The future of stock enhancements: Lessons for hatchery practice from conservation biology. *Fish Fish.* 3, 79–94. <https://doi.org/10.1046/j.1467-2979.2002.00077.x>
30. Brown, C., Warburton, K., 1999. Differences in timidity and escape responses between predator-naïve and predator-sympatric rainbowfish populations. *Ethology* 105, 491–502.
31. Brown, E., Smith, R.J.A.N.F., 1996. Recognition in the Absence of an Alarm Response 77, 776–785.
32. Brown, G.E., 2003. Learning about danger: Chemical alarm cues and local risk assessment in prey fishes. *Fish Fish.* 4, 227–234. <https://doi.org/10.1046/j.1467->

2979.2003.00132.x

33. Brown, G.E., Adrian, J.C., Smyth, E., Leet, H., Brennan, S., 2000a. Ostariophysan alarm pheromones: Laboratory and field tests of the functional significance of nitrogen oxides. *J. Chem. Ecol.* 26, 139–154. <https://doi.org/10.1023/A:1005445629144>
34. Brown, G.E., Adrian, J.C.J., Patton, T., Chivers, D.P., 2011. Fathead minnows learn to recognize predator odour when exposed to concentrations of artificial alarm pheromone below their behavioural-response threshold. *Can. J. Zool.* 79, 2239–2245. <https://doi.org/10.1139/z01-194>
35. Brown, G.E., Chivers, D.P., Smith, R.J.F., 1995. Fathead minnows avoid conspecific and heterospecific alarm pheromones in the faeces of northern pike. *J. Fish Biol.* 47, 387–393. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1995.tb01908.x>
36. Brown, G.E., Ferrari, M.C.O., Elvidge, C.K., Ramnarine, I., Chivers, D.P., 2013. Phenotypically plastic neophobia: A response to variable predation risk. *Proc. R. Soc. B Biol. Sci.* 280. <https://doi.org/10.1098/rspb.2012.2712>
37. Brown, G.E., Leblanc, V.J., Porter, L.E., 2001. Ontogenetic changes in the response of largemouth bass (*Micropterus salmoides*, centrarchidae, perciformes) to heterospecific alarm pheromones. *Ethology* 107, 401–414. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0310.2001.00671.x>
38. Brown, G.E., Paige, J.A., Godin, J.G.J., 2000b. Chemically mediated predator inspection behaviour in the absence of predator visual cues by a characin fish. *Anim. Behav.* 60, 315–321. <https://doi.org/10.1006/anbe.2000.1496>
39. Brown, G.E., Smith, R.J.F., 1998. Acquired predator recognition in juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*): Conditioning hatchery-reared fish to recognize chemical cues of a predator. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 55, 611–617. <https://doi.org/10.1139/f97-261>
40. Brown, G.E., Smith, R.J.F., 1996. Foraging Trade-offs in Fathead Minnows (*Pimephales promelas*, Osteichthyes, Cyprinidae): Acquired Predator Recognition in the Absence of an Alarm Response. *Ethology* 102, 776–785. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0310.1996.tb01166.x>
41. Cámara Ruiz, M., Espírito Santo, C., Mai, A., Gessner, J., Wuertz, S., 2019. Can juvenile Baltic sturgeon (*Acipenser oxyrinchus*) smell the enemy? *J. Appl. Ichthyol.* 35, 835–842. <https://doi.org/10.1111/jai.13934>
42. Caroffino, D.C., Sutton, T.M., Elliott, R.F., Donofrio, M.C., 2010. Early Life Stage Mortality Rates of Lake Sturgeon in the Peshtigo River, Wisconsin. *North Am. J.*

- Fish. Manag. 30, 295–304. <https://doi.org/10.1577/m09-082.1>
43. Carrera-García, E., Rochard, E., Acolas, M.L., 2017. Effects of rearing practice on post-release young-of-the-year behavior: *Acipenser sturio* early life in freshwater. *Endanger. Species Res.* 34, 269–281. <https://doi.org/10.3354/esr00854>
 44. Carrera-García, E., Rochard, E., Acolas, M.L., 2016. European sturgeon (*Acipenser sturio* L.) young of the year performance in different rearing environments –study within a stocking program. *Environ. Biol. Fishes* 99, 887–901. <https://doi.org/10.1007/s10641-016-0531-8>
 45. Chivers, D.P., Brown, G.E., Smith, R.J.F., 1995. Acquired Recognition of Chemical Stimuli from Pike, *Esox lucius*, by Brook Sticklebacks, *Culaea inconstans* (Osteichthyes, Gasterosteidae). *Ethology* 99, 234–242. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0310.1995.tb00897.x>
 46. Chivers, D.P., Mirza, R.S., Johnston, J.G., 2002. Learned recognition of heterospecific alarm cues enhances survival during encounters with predators. *Behaviour* 139, 929–938. <https://doi.org/10.1163/156853902320387909>
 47. Chivers, D.P., Mitchell, M.D., Lucon-Xiccato, T., Brown, G.E., Ferrari, M.C.O., 2016. Background risk influences learning but not generalization of predators. *Anim. Behav.* 121, 185–189. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2016.08.008>
 48. Chivers, D.P., Smith, R.J.F., 1998. Chemical alarm signalling in aquatic predator-prey systems: a review and prospectus. *Ecoscience* 5, 338–352. <https://doi.org/10.1080/11956860.1998.11682471>
 49. Chivers, D.P., Zhao, X., Brown, G.E., Marchant, T.A., Ferrari, M.C.O., 2008. Predator-induced changes in morphology of a prey fish: The effects of food level and temporal frequency of predation risk. *Evol. Ecol.* 22, 561–574. <https://doi.org/10.1007/s10682-007-9182-8>
 50. Christensen, R.H.B., 2019. ordinal---Regression Models for Ordinal Data.
 51. Constantin, A.-E., Patil, I., 2021. {ggsignif}: R Package for Displaying Significance Brackets for {ggplot2}. *PsyArxiv*. <https://doi.org/10.31234/osf.io/7awm6>
 52. D'Anna, G., Giacalone, V.M., Vega Fernández, T., Vaccaro, A.M., Pipitone, C., Mirto, S., Mazzola, S., Badalamenti, F., 2012. Effects of predator and shelter conditioning on hatchery-reared white seabream *Diplodus sargus* (L., 1758) released at sea. *Aquaculture* 356–357, 91–97. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.05.032>
 53. Delcourt, J., Denoël, M., Yliff, M., Poncin, P., 2013. Video multitracking of fish behaviour: A synthesis and future perspectives. *Fish Fish.* 14, 186–204. <https://doi.org/10.1007/s10641-013-9999-9>

i.org/10.1111/j.1467-2979.2012.00462.x

54. Demchenko, V., Khudiy, O., Bushuyev, S., Voloshkevych, O., Hoch, I., Balatsky, K., 2021. Modern Aspects of Study and Protection of Sturgeon Populations in Ukraine, Modern Aspects of Study and Protection of Sturgeon Populations in Ukraine. <https://doi.org/10.30525/978-9934-26-070-4>
55. Díaz-Gil, C., Alós, J., Arechavala-Lopez, P., Palmer, M., Riera-Batlle, I., Grau, A., Catalán, I.A., 2020. Reversible morphological changes in a juvenile marine fish after exposure to predatory alarm cues. R. Soc. Open Sci. 7. <https://doi.org/10.1098/rsos.191945>
56. Downie, A.T., Kieffer, J.D., 2017. A split decision: the impact of substrate type on the swimming behaviour, substrate preference and UCrit of juvenile shortnose sturgeon (*Acipenser brevirostrum*). Environ. Biol. Fishes 100, 17–25. <https://doi.org/10.1007/s10641-016-0548-z>
57. Duda, A., Kapusta, A., 2019. Laboratory study of the susceptibility of hatchery reared Atlantic sturgeon (*Acipenser oxyrinchus Mitchill*, 1815) larvae to predation. J. Appl. Ichthyol. 35, 210–216. <https://doi.org/10.1111/jai.13855>
58. Endler, J.A., 1986. Defense against predators, in: Feder, M.E., Lauder, G.E. (Eds.), Predator-Prey Relationships, Perspectives and Approaches from the Study of Lower Vertebrates. University of Chicago Press., Chicago, pp. 109–134.
59. Eom, J., 2016. Investigation of physiological and behavioral alarm responses in larval white sturgeon (*Acipenser transmontanus*). University of British Columbia.
60. Ferrari, M.C.O., McCormick, M.I., Meekan, M.G., Chivers, D.P., 2015. Background level of risk and the survival of predator-naïve prey: Can neophobia compensate for predator naivety in juvenile coral reef fishes? Proc. R. Soc. B Biol. Sci. 282. <https://doi.org/10.1098/rspb.2014.2197>
61. Fopp-Bayat, D., Kuzniar, P., Kolman, R., Liszewski, T., Kucinski, M., 2015. Genetic analysis of six sterlet (*Acipenser ruthenus*) populations - recommendations for the plan of restitution in the Dniester River. Iran. J. Fish. Sci. 14, 634–645.
62. Fuiman, L.A., Magurran, A.E., 1994. Development of predator defences in fishes. Rev. Fish Biol. Fish. 4, 145–183. <https://doi.org/10.1007/BF00044127>
63. Gadomski, D.M., Parsley, M.J., 2005a. Vulnerability of young white sturgeon, *Acipenser transmontanus*, to predation in the presence of alternative prey. Environ. Biol. Fishes 74, 389–396. <https://doi.org/10.1007/s10641-005-3038-2>
64. Gadomski, D.M., Parsley, M.J., 2005b. Effects of Turbidity, Light Level, and Cover on Predation of White Sturgeon Larvae by Prickly Sculpins. Trans. Am. Fish. Soc.

- 134, 369–374. <https://doi.org/10.1577/T03-213.1>
65. Gadomski, D.M., Parsley, M.J., 2005c. Laboratory Studies on the Vulnerability of Young White Sturgeon to Predation. *North Am. J. Fish. Manag.* 25, 667–674. <https://doi.org/10.1577/m03-220.1>
66. Gardiner, B.G., 1984. Sturgeons as Living Fossils, in: Eldredge, N., Stanley, S.M. (Eds.), *Living Fossils*. Springer, New York, NY, pp. 148–152. https://doi.org/10.1007/978-1-4613-8271-3_15
67. Gessner, J., Arndt, G.-M., Fredrich, F., Ludwig, A., Kirschbaum, F., Bartel, R., Nordheim, H., 2011. Remediation of Atlantic Sturgeon *Acipenser oxyrinchus* in the Oder River: Background and First Results, in: *Biology and Conservation of the European Sturgeon Acipenser Sturio L. 1758*. Springer Berlin Heidelberg, Berlin, Heidelberg, pp. 539–559. https://doi.org/10.1007/978-3-642-20611-5_41
68. Gessner, J., Arndt, G.M., Kapusta, A., Gushin, S.A., Pilinkovskij, A., Povliunas, J., Medne, R., Purvina, S., Tambets, M., Moeller, P.R., 2018. HELCOM -Action Plan for the protection and recovery of the Baltic sturgeon *Acipenser oxyrinchus*. Baltic Marine Environment Protection Commission, Helsinki.
69. Gessner, J., Arndt, G.M., Tiedemann, R., Bartel, R., Kirschbaum, F., 2006. Remediation measures for the Baltic sturgeon: Status review and perspectives. *J. Appl. Ichthyol.* 22, 23–31. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2007.00925.x>
70. Gessner, J., Bartel, R., 2000. Sturgeon spawning grounds in the Odra River tributaries: A first assessment. *Bol. Inst. Esp. Ocean.* 16, 1–4.
71. Gessner, J., Freyhof, J., Kottelat, M., Friedrich, T., 2022. *Acipenser ruthenus*, Sterlet, in: *The IUCN Red List of Threatened Species 2022*. <https://doi.org/https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2022-1.RLTS.T227A135062526.en>
72. Gessner, J., Kamerichs, C.M., Kloas, W., Wuertz, S., 2009. Behavioural and physiological responses in early life phases of Atlantic sturgeon (*Acipenser oxyrinchus* Mitchill 1815) towards different substrates. *J. Appl. Ichthyol.* 25, 83–90. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2009.01246.x>
73. Gessner, J., Van Eenennaam, J.P., Doroshov, S.I., 2007. North American Green and European Atlantic Sturgeon: Comparisons of Life Histories and Human Impacts. *Environ. Biol. Fishes* 79, 397–411. <https://doi.org/10.1007/s10641-006-9073-9>
74. Gross, H.P., 1978. Natural selection by predators on the defensive apparatus of the three-spined stickleback, *Gasterosteus aculeatus* L. *Can. J. Zool.* 56, 398–413. <https://doi.org/10.1139/z78-058>

75. Guti, G., 2006. Past and present status of sturgeons in Hungary, in: 36th International Conference of IAD. pp. 143–147.
76. Guti, G., Gaebele, T., 2009. Long-term changes of sterlet (*Acipenser ruthenus*) population in the Hungarian section of the Danube. *Opusc. Zool.* 40, 17–25.
77. Hilton, E., Fox, D., 2022. *Acipenser oxyrinchus*, Atlantic Sturgeon, in: The IUCN Red List of Threatened Species 2022. <https://doi.org/https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2022-1.RLTS.T245A2785934.en>
78. Hilton, E.J., Grande, L., Jin, F., 2021. Redescription of †*Yanosteus longidorsalis* Jin et al., 1995 (Chondrostei, Acipenseriformes, †Peipiaosteidae) from the Early Cretaceous of China *Eric. J. Paleontol.* 95, 170–183. <https://doi.org/10.1017/jpa.2020.80>
79. Hintz, W.D., Grimes, G.T., Garvey, J.E., 2013. Shovelnose sturgeon exhibit predator avoidance behaviour in the presence of a hungry predator. *J. Appl. Ichthyol.* 29, 2–5. <https://doi.org/10.1111/jai.12033>
80. Hyvärinen, P., Rodewald, P., 2013. Enriched rearing improves survival of hatchery-reared Atlantic salmon smolts during migration in the River Tornionjoki. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 70, 1386–1395. <https://doi.org/10.1139/cjfas-2013-0147>
81. IUCN, 2023. IUCN Red List of Threatened Species [WWW Document]. URL <https://www.iucnredlist.org/search/list?taxonomies=100672&searchType=species> (accessed 6.26.23).
82. Johnsson, J.I., Brockmark, S., Näslund, J., 2014. Environmental effects on behavioural development consequences for fitness of captive-reared fishes in the wild. *J. Fish Biol.* 85, 1946–1971. <https://doi.org/10.1111/jfb.12547>
83. Kassambara, A., 2020. ggpubr: “ggplot2” Based Publication Ready Plots.
84. Kelley, J.L., Magurran, A.E., 2003. Learned predator recognition and antipredator responses in fishes. *Fish Fish.* 4, 216–226. <https://doi.org/10.1046/j.1467-2979.2003.00126.x>
85. Kelley, J.L., Magurran, A.E., Macías-García, C., 2005. The influence of rearing experience on the behaviour of an endangered Mexican fish, *Skiffia multipunctata*. *Biol. Conserv.* 122, 223–230. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2004.07.011>
86. Kellison, G.T., Eggleston, D.B., Burke, J.S., 2000. Comparative behaviour and survival of hatchery-reared versus wild summer flounder (*Paralichthys dentatus*). *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 57, 1870–1877. <https://doi.org/10.1139/f00-139>

87. Kłosiński, P., 2020. Znaczenie substancji alarmowych w komunikacji chemicznej ryb. *Kosmos* 69, 345–354. https://doi.org/10.36921/kos.2020_2632
88. Kolman, R., 2010. *Jesiotry: chów i hodowla: poradnik hodowcy*, 2nd, correct ed. Dział Wydawnictw Instytutu Rybactwa Śródlądowego, Olsztyn.
89. Kolman, R., Kapusta, A., Duda, A., 2011a. Re-establishing the Atlantic Sturgeon (*Acipenser oxyrinchus oxyrinchus* Mitchill) in Poland, in: *Biology and Conservation of the European Sturgeon Acipenser Sturio L. 1758*. Springer Berlin Heidelberg, Berlin, Heidelberg, pp. 573–581. https://doi.org/10.1007/978-3-642-20611-5_43
90. Kolman, R., Kapusta, A., Duda, A., Wiszniewski, G., 2011b. Review of the current status of the Atlantic sturgeon *Acipenser oxyrinchus oxyrinchus* Mitchill 1815, in Poland: Principles, previous experience, and results. *J. Appl. Ichthyol.* 27, 186–191. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2011.01680.x>
91. Kolman, R., Khudiyi, O., Zubcov, E., 2016a. Endangered species of sturgeon require active protection - restitution sterlet population in the Dniester. *IX-th Int. Conf. Zool.* 12–13.
92. Kolman, R., Khudiyi, O., Zubkova, E., Wiszniewski, G., Duda, A., 2016b. Perspektywy odbudowy naturalnej populacji sterleta *Acipenser ruthenus* L. w basenie Dniestru. *Komun. Rybackie* 4, 34–37.
93. Kuehne, L.M., Olden, J.D., 2012. Prey naivety in the behavioural responses of juvenile Chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) to an invasive predator. *Freshw. Biol.* 57, 1126–1137. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2427.2012.02776.x>
94. Kynard, Boyd, Parker, E., Kynard, Brian, 2010. Ontogenetic behavior of Kootenai River White Sturgeon, *Acipenser transmontanus*, with a note on body color: A laboratory study. *Environ. Biol. Fishes* 88, 65–77. <https://doi.org/10.1007/s10641-010-9618-9>
95. Laczynska, B., Siddique, M.A.M., Ziomek, E., Shelton, W.L., Fopp-Bayat, D., 2020. Early Weaning Effects on Survival, Growth, and Histopathology of Larval Sterlet *Acipenser ruthenus*. *N. Am. J. Aquac.* 82, 181–189. <https://doi.org/10.1002/naaq.10141>
96. Lawrence, B.J., Smith, R.J.F., 1989. Behavioral response of solitary fathead minnows, *Pimephales promelas*, to alarm substance. *J. Chem. Ecol.* 15, 209–219. <https://doi.org/10.1007/BF02027783>
97. Lima, S.L., Bednekoff, P.A., 1999. Temporal variation in danger drives antipredator behavior: The predation risk allocation hypothesis. *Am. Nat.* 153, 649–659. <https://doi.org/10.1086/303202>

98. Ludwig, A., Debus, L., Lieckfeldt, D., Wirgin, I., Benecke, N., Jenneckens, I., Williot, P., Waldman, J.R., Pitra, C., 2002. When the American sea sturgeon swam east. *Nature* 419, 447–448. <https://doi.org/10.1038/419447a>
99. Ludwig, A., Makowiecki, D., Benecke, N., 2009. Further evidence of trans-Atlantic colonization of Western Europe by American Atlantic sturgeons. *Archaeofauna* 18, 185–192.
100. Lundova, K., Kouril, J., Sampels, S., Matousek, J., Stejskal, V., 2018. Growth, survival rate and fatty acid composition of sterlet (*Acipenser ruthenus*) larvae fed fatty acid-enriched *Artemia* nauplii. *Aquac. Res.* 49, 3309–3318. <https://doi.org/10.1111/are.13794>
101. Magurran, A.E., 1990. The inheritance and development of minnow anti-predator behaviour. *Anim. Behav.* 39, 834–842. [https://doi.org/10.1016/S0003-3472\(05\)80947-9](https://doi.org/10.1016/S0003-3472(05)80947-9)
102. Manek, A.K., Ferrari, M.C.O., Pollock, R.J., Vicente, D., Weber, L.P., Chivers, D.P., 2013. Within and between Population Variation in Epidermal Club Cell Investment in a Freshwater Prey Fish: A Cautionary Tale for Evolutionary Ecologists. *PLoS One* 8, 2–9. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0056689>
103. Mesquita, F. de O., Young, R.J., 2007. The behavioural responses of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) to anti-predator training. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 106, 144–154. <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2006.06.013>
104. Meuthen, D., Baldauf, S.A., Bakker, T.C.M., Thünken, T., 2016. Predator-induced neophobia in juvenile cichlids. *Oecologia* 181, 947–958. <https://doi.org/10.1007/s00442-015-3478-0>
105. Mirza, R.S., Chivers, D.P., 2001. Learned recognition of heterospecific alarm signals: The importance of a mixed predator diet, in: *Ethology*. pp. 1007–1018. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0310.2001.00728.x>
106. Miyai, C.A., Sanches, F.H.C., Pinho-Neto, C.F., Barreto, R.E., 2016. Effects of predator odour on antipredator responses of Nile tilapia. *Physiol. Behav.* 165, 22–27. <https://doi.org/10.1016/j.physbeh.2016.06.033>
107. Mohler, J.W., 2003. Culture Manual for the Atlantic sturgeon, *Acipenser oxyrinchus oxyrinchus*. U.S. Fish Wildl. Serv. 73.
108. Mohler, J.W., King, M.K., Farrell, P.R., 2000. Growth and Survival of First-Feeding and Fingerling Atlantic Sturgeon under Culture Conditions. *N. Am. J. Aquac.* 62, 174–183. [https://doi.org/10.1577/1548-8454\(2000\)062<0174:gasoff>2.3.co;2](https://doi.org/10.1577/1548-8454(2000)062<0174:gasoff>2.3.co;2)

109. Nannini, M.A., Belk, M.C., 2006. Antipredator responses of two native stream fishes to an introduced predator: Does similarity in morphology predict similarity in behavioural response? *Ecol. Freshw. Fish* 15, 453–463. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0633.2006.00177.x>
110. Näslund, J., Johnsson, J.I., 2016. Environmental enrichment for fish in captive environments: Effects of physical structures and substrates. *Fish Fish.* 17, 1–30. <https://doi.org/10.1111/faf.12088>
111. Näslund, J., Rosengren, M., Del Villar, D., Gansel, L., Norrgård, J.R., Persson, L., Winkowski, J.J., Kvingedal, E., 2013. Hatchery tank enrichment affects cortisol levels and shelter-seeking in Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 70, 585–590. <https://doi.org/10.1139/cjfas-2012-0302>
112. Nicula, M., Szelei, Z., Pacala, N., Bura, M., Simiz, E., Hotea, M., Marcu, A., 2015. Assessment of Growth Performances of Juvenile Sterlet *Acipenser ruthenus* Raised in a Recirculating Aquaculture System (RAS) 48, 108–114.
113. Odell, J.P., Chappell, M.A., Dickson, K.A., 2003. Morphological and enzymatic correlates of aerobic and burst performance in different populations of Trinidadian guppies *Poecilia reticulata*. *J. Exp. Biol.* 206, 3707–3718. <https://doi.org/10.1242/jeb.00613>
114. Odling-Smee, L., Braithwaite, V.A., 2003. The influence of habitat stability on landmark use during spatial learning in the three-spined stickleback. *Anim. Behav.* 65, 701–707. <https://doi.org/10.1006/anbe.2003.2082>
115. Odling-Smee, L.C., Boughman, J.W., Braithwaite, V.A., 2008. Sympatric species of threespine stickleback differ in their performance in a spatial learning task. *Behav. Ecol. Sociobiol.* 62, 1935–1945. <https://doi.org/10.1007/s00265-008-0625-1>
116. Oksanen, J., Blanchet, F.G., Friendly, M., Kindt, R., Legendre, P., McGlinn, D., Minchin, P.R., O'Hara, R.B., Simpson, G.L., Solymos, P., Stevens, M.H.H., Szoecs, E., Wagner, H., 2020. *vegan: Community Ecology Package*.
117. Olla, B.L., Davis, M.W., 1989. The role of learning and stress in predator avoidance of hatchery-reared coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*) juveniles. *Aquaculture* 76, 209–214. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(89\)90075-6](https://doi.org/10.1016/0044-8486(89)90075-6)
118. Olla, B.L., Davis, M.W., Ryer, C.H., 1998. Understanding how the hatchery environment represses or promotes the development of behavioral survival skills. *Bull. Mar. Sci.* 62, 531–550.
119. Oulton, L.J., Haviland, V., Brown, C., 2013. Predator Recognition in Rainbowfish, *Melanotaenia duboulayi*, Embryos. *PLoS One* 8, 1–5. <https://doi.org/10.1371/jour->

nal.pone.0076061

120. Paaver, T., 1999. Historic and recent records of native and exotic sturgeon species in Estonia. J. Appl. Ichthyol. 15, 129–132. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.1999.tb00221.x>
121. Pandey, S., Stockwell, C.A., Snider, M.R., Wisenden, B.D., 2021. Epidermal club cells in fishes: A case for ecoimmunological analysis. Int. J. Mol. Sci. <https://doi.org/10.3390/ijms22031440>
122. Pekárik, L., Ğ lamporová-Zat' Ovičová, Z., Arendt, D., Ğ lampor, F., 2019. Current stocking program of the sterlet (*Acipenser ruthenus*, L.) can negatively shape its genetic variability in the Middle Danube. Knowl. Manag. Aquat. Ecosyst. <https://doi.org/10.1051/kmae/2019004>
123. Petersson, E., Valencia, A.C., Järvi, T., 2015. Failure of predator conditioning: An experimental study of predator avoidance in brown trout (*Salmo trutta*), in: Ecology of Freshwater Fish. pp. 329–337. <https://doi.org/10.1111/eff.12146>
124. Pettersson, L.B., Nilsson, P.A., Brönmark, C., 2000. Predator recognition and defence strategies in crucian carp, *Carassius carassius*. Oikos 88, 200–212. <https://doi.org/10.1034/j.1600-0706.2000.880122.x>
125. Pfeiffer, W., Riegelbauer, G., Meier, G., Scheibler, B., 1985. Effect of hypoxanthine-3(N)-oxide and hypoxanthine-1(N)-oxide on central nervous excitation of the black tetra *Gymnocorymbus ternetzi* (Characidae, Ostariophysi, Pisces) indicated by dorsal light response. J. Chem. Ecol. 11, 507–523. <https://doi.org/10.1007/BF00989562>
126. Piotrowska, I., Szczepkowska, B., Kozłowski, M., Wunderlich, K., Szczepkowski, M., 2013. Results of the larviculture of Atlantic sturgeon (*Acipenser oxyrinchus*) fed different types of diets. Arch. Polish Fish. 21, 53–61. <https://doi.org/10.2478/aopf-2013-0006>
127. Piotrowska, I., Szczepkowska, B., Szczepkowski, M., Kozłowski, M., 2018. Assessment of the impact of the timing of first feeding with live and formulated feeds on the survival and growth of larvae Atlantic sturgeon (*Acipenser oxyrinchus* Mitchill) in recirculating systems. Arch. Polish Fish. 26, 111–120. <https://doi.org/10.2478/aopf-2018-0012>
128. Popović, D., Panagiotopoulou, H., Baca, M., Stefaniak, K., Mackiewicz, P., Makowiecki, D., King, T.L., Gruchota, J., Weglenski, P., Stankovic, A., 2014. The history of sturgeon in the Baltic Sea. J. Biogeogr. 41, 1590–1602. <https://doi.org/10.1111/jbi.12307>

129. Pounder, K.C., Mitchell, J.L., Thomson, J.S., Pottinger, T.G., Buckley, J., Sneddon, L.U., 2016. Does environmental enrichment promote recovery from stress in rainbow trout? *Appl. Anim. Behav. Sci.* 176, 136–142. <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2016.01.009>
130. R Team Core, 2022. A language and environment for statistical computing. *R Found. Stat. Comput.*
131. Reinartz, R., Lippold, S., Lieckfeldt, D., Ludwig, A., 2011. Population genetic analyses of *Acipenser ruthenus* as a prerequisite for the conservation of the uppermost Danube population. *J. Appl. Ichthyol.* 27, 477–483. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2011.01693.x>
132. Resende, P.S., Viana-Junior, A.B., Young, R.J., Azevedo, C.S., 2021. What is better for animal conservation translocation programmes: Soft- or hard-release? A phylogenetic meta-analytical approach. *J. Appl. Ecol.* 00, 1–11. <https://doi.org/10.1111/1365-2664.13873>
133. Rónyai, A., Feledi, T., 2013. Co-feeding as a weaning procedure in sterlet (*Acipenser ruthenus* L.) larvae. *Aquac. Res.* 44, 1489–1491. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2012.03167.x>
134. Roustaian, P., Ceapa, C., Clarke, D., Chase, J., 2015. Comparison of continuous and discontinuous feeding regimens on the growth and survival of larval and early juvenile Atlantic sturgeon (*Acipenser oxyrinchus*) under hatchery conditions. *Surv. Fish. Sci.* 1, 39–42. <https://doi.org/10.18331/sfs2015.1.2.6>
135. Rybníkář, J., Prokeš, M., Mareš, J., Čileček, M., 2011. Early development and growth of sterlet (*Acipenser ruthenus*) in the Czech Republic. *Acta Univ. Agric. Silv. Mendelianae Brun.* 59, 217–226. <https://doi.org/10.11118/ac-taun201159050217>
136. Saadatfar, Z., Shahsavani, D., Fatemi, F.S., 2010. Study of epidermis development in sturgeon (*Acipenser persicus*) larvae. *J. Vet. Med. Ser. C Anat. Histol. Embryol.* 39, 440–445. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0264.2010.01014.x>
137. Salvanes, A.G.V., Moberg, O., Ebbesson, L.O.E., Nilsen, T.O., Jensen, K.H., Braithwaite, V.A., 2013. Environmental enrichment promotes neural plasticity and cognitive ability in fish. *Proc. R. Soc. B Biol. Sci.* 280, 20131331. <https://doi.org/10.1098/rspb.2013.1331>
138. Schreck, C. B., Olla, B. L., Davis, M.W., 1997. Behavioral responses to stress, in: Iwama, G.K., Pickering, A.D., Sumpter, J.P., Schreck, C.B. (Eds.), *Fish Stress and Health in Aquaculture*. Cambridge University Press Cambridge, pp. 145–170.

139. Shute, L., Huebner, E., Anderson, W.G., 2016. Microscopic identification of novel cell types in the integument of larval lake sturgeon, *Acipenser fulvescens*. J. Morphol. 277, 86–95. <https://doi.org/10.1002/jmor.20480>
140. Sloychuk, J.R., Chivers, D.P., Ferrari, M.C.O., 2016a. Juvenile Lake Sturgeon Go To School: Life-Skills Training for Hatchery Fish. Trans. Am. Fish. Soc. 145, 287–294. <https://doi.org/10.1080/00028487.2015.1123183>
141. Sloychuk, J.R., Chivers, D.P., Ferrari, M.C.O., 2016b. Juvenile Lake Sturgeon Go To School: Life-Skills Training for Hatchery Fish. Trans. Am. Fish. Soc. 145, 287–294. <https://doi.org/10.1080/00028487.2015.1123183>
142. Smith, R.J.F., 1992. Alarm signals in fishes. Rev. Fish Biol. Fish. 2, 33–63. <https://doi.org/10.1007/BF00042916>
143. Spence, R., Magurran, A.E., Smith, C., 2011. Spatial cognition in zebrafish: The role of strain and rearing environment. Anim. Cogn. 14, 607–612. <https://doi.org/10.1007/s10071-011-0391-8>
144. Strand, D.A., Utne-Palm, A.C., Jakobsen, P.J., Braithwaite, V.A., Jensen, K.H., Salvanes, A.G.V., 2010. Enrichment promotes learning in fish. Mar. Ecol. Prog. Ser. 412, 273–282. <https://doi.org/10.3354/meps08682>
145. Tang, L., Jacquin, L., Lek, S., Liu, H., Li, Z., Liu, J., Zhang, T., 2017. Differences in anti-predator behavior and survival rate between hatchery-reared and wild grass carp (*Ctenopharyngodon idellus*). Ann. Limnol. 53, 361–367. <https://doi.org/10.1051/limn/2017020>
146. Tetzlaff, S.J., Sperry, J.H., DeGregorio, B.A., 2019. Effects of antipredator training, environmental enrichment, and soft release on wildlife translocations: A review and meta-analysis. Biol. Conserv. 236, 324–331. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2019.05.054>
147. Ullah, I., Zuberi, A., Khan, K.U., Ahmad, S., Thörnqvist, P.O., Winberg, S., 2017. Effects of enrichment on the development of behaviour in an endangered fish mah-seer (*Tor putitora*). Appl. Anim. Behav. Sci. 186, 93–100. <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2016.10.016>
148. v. Frisch, K., 1938. Zur Psychologie des Fisch-Schwarmes. Naturwissenschaften 26, 601–606. <https://doi.org/10.1007/BF01590598>
149. Vavrek, M.J., Murray, A.M., Bell, P.R., 2014. An early Late Cretaceous (Cenomanian) sturgeon (Acipenseriformes) from the Dunvegan Formation, northwestern Alberta, Canada. Can. J. Earth Sci. 51, 677–681.

150. Vilhunen, S., 2006. Repeated antipredator conditioning: a pathway to habituation or to better avoidance? *J. Fish Biol.* 68, 25–43. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2005.00873.x>
151. Waraniak, J., Valentine, S., Scribner, K., 2017. Effects of changes in alternative prey densities on predation of drifting lake sturgeon larvae (*Acipenser fulvescens*). *J. Freshw. Ecol.* 32, 619–632. <https://doi.org/10.1080/02705060.2017.1375440>
152. Watters, J. V., Meehan, C.L., 2007. Different strokes: Can managing behavioral types increase post-release success? *Appl. Anim. Behav. Sci.* 102, 364–379. <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2006.05.036>
153. Weihs, D., Webb, P.W., 1984. Optimal avoidance and evasion tactics in predator-prey interactions. *J. Theor. Biol.* 106, 189–206. [https://doi.org/10.1016/0022-5193\(84\)90019-5](https://doi.org/10.1016/0022-5193(84)90019-5)
154. White, G.E., Brown, C., 2015. Cue choice and spatial learning ability are affected by habitat complexity in intertidal gobies. *Behav. Ecol.* 26, 178–184. <https://doi.org/10.1093/beheco/aru178>
155. Whitmore, M.M., Litvak, M.K., 2018. Fine-scale movement of juvenile Atlantic sturgeon (*Acipenser oxyrinchus oxyrinchus*) during aggregations in the lower Saint John River Basin, New Brunswick, Canada. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 75, 2332–2342. <https://doi.org/10.1139/cjfas-2017-0430>
156. Wickham, H., Averick, M., Bryan, J., Chang, W., McGowan, L., François, R., Grole-mund, G., Hayes, A., Henry, L., Hester, J., Kuhn, M., Pedersen, T., Miller, E., Bache, S., Müller, K., Ooms, J., Robinson, D., Seidel, D., Spinu, V., Takahashi, K., Vaughan, D., Wilke, C., Woo, K., Yutani, H., 2019. Welcome to the Tidyverse. *J. Open Source So-ftw.* 4, 1686. <https://doi.org/10.21105/joss.01686>
157. Wisenden, B.D., Vollbrecht, K.A., Brown, J.L., 2004. Is there a fish alarm cue? Affir-ming evidence from a wild study. *Anim. Behav.* 67, 59–67. <https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2003.02.010>
158. Wishingrad, V., Sloychuk, J.R., Ferrari, M.C.O., Chivers, D.P., 2014a. Alarm cues in Lake Sturgeon *Acipenser fulvescens* Rafinesque, 1817: Potential implications for life-skills training. *J. Appl. Ichthyol.* 30, 1441–1444. <https://doi.org/10.1111/jai.12580>
159. Wishingrad, V., Sloychuk, J.R., Ferrari, M.C.O., Chivers, D.P., 2014b. Alarm cues in Lake Sturgeon *Acipenser fulvescens* Rafinesque, 1817: Potential implications for life-skills training. *J. Appl. Ichthyol.* 30, 1441–1444. <https://doi.org/10.1111/jai.12580>

160. Wiszniewski, G., Duda, A., Kolman, R., 2010. Wpływ warunków przetrzymywania larw jesiota ostronosego na ich wzrost i przeżywalność. *Komun. Rybackie* 2, 8–10.
161. Xiao, N., 2018. ggsci: Scientific Journal and Sci-Fi Themed Color Palettes for “ggplot2.”
162. Ydenberg, R.C., Dill, L.M., 1986. The Economics of Fleeing from Predators. *Adv. Study Behav.* 16, 229–249. [https://doi.org/10.1016/S0065-3454\(08\)60192-8](https://doi.org/10.1016/S0065-3454(08)60192-8)
163. Zacccone, G., Kapoor, B.G., Fasulo, S., Ainis, L., 2001. Structural, histochemical and functional aspects of the epidermis of fishes, *Advances in Marine Biology*. [https://doi.org/10.1016/s0065-2881\(01\)40004-6](https://doi.org/10.1016/s0065-2881(01)40004-6)
164. Zeller, M., Lucek, K., Haesler, M.P., Seehausen, O., Sivasundar, A., 2012. Signals of predation-induced directional and disruptive selection in the threespine stickleback. *Evol. Ecol. Res.* 14, 193–205.

Załączniki

Załącznik 1: Zbiorcze statystyki opisowe aktywności jesiotra ostronosego i sterleta przed stymulacją

Gatunek	Warunki podchowu	Aktywność	N	M	Me	SD	SE
j. ostronosy	struktury przestrzenne	bezruch	180	5,0	3,0	5,3	0,4
j. ostronosy	subst. alarmowa	bezruch	180	4,5	4,0	4,5	0,3
j. ostronosy	sum + subst. alarmowa	bezruch	180	4,7	4,0	4,9	0,4
j. ostronosy	warunki standardowe	bezruch	180	4,5	3,0	4,9	0,4
sterlet	struktury przestrzenne	bezruch	180	4,6	4,0	4,6	0,3
sterlet	subst. alarmowa	bezruch	180	4,4	3,0	4,7	0,3
sterlet	sum + subst. alarmowa	bezruch	180	4,0	3,0	4,3	0,3
sterlet	warunki standardowe	bezruch	180	4,4	3,0	4,6	0,3
j. ostronosy	struktury przestrzenne	kryjówki	180	29,3	29,6	10,2	0,8
j. ostronosy	subst. alarmowa	kryjówki	180	11,6	13,0	9,7	0,7
j. ostronosy	sum + subst. alarmowa	kryjówki	180	12,4	13,8	10,8	0,8
j. ostronosy	warunki standardowe	kryjówki	180	12,1	12,2	10,2	0,8
sterlet	struktury przestrzenne	kryjówki	180	22,2	22,4	8,8	0,7
sterlet	subst. alarmowa	kryjówki	180	12,4	14,0	10,6	0,8
sterlet	sum + subst. alarmowa	kryjówki	180	12,2	11,4	10,8	0,8
sterlet	warunki standardowe	kryjówki	180	11,4	11,7	10,5	0,8
j. ostronosy	struktury przestrzenne	otwarta	180	129,6	129,7	14,8	1,1
j. ostronosy	subst. alarmowa	otwarta	180	138,8	139,1	14,5	1,1
j. ostronosy	sum + subst. alarmowa	otwarta	180	136,7	136,7	16,9	1,3
j. ostronosy	warunki standardowe	otwarta	180	137,2	136,6	16,5	1,2
sterlet	struktury przestrzenne	otwarta	180	131,7	131,5	14,1	1,0
sterlet	subst. alarmowa	otwarta	180	136,8	135,3	17,8	1,3
sterlet	sum + subst. alarmowa	otwarta	180	138,6	138,6	16,5	1,2
sterlet	warunki standardowe	otwarta	180	138,6	139,1	18,2	1,4
j. ostronosy	struktury przestrzenne	pętla	180	3,4	3,0	2,8	0,2
j. ostronosy	subst. alarmowa	pętla	180	3,5	3,0	2,4	0,2
j. ostronosy	sum + subst. alarmowa	pętla	180	3,2	3,0	2,4	0,2
j. ostronosy	warunki standardowe	pętla	180	3,8	3,5	2,8	0,2
sterlet	struktury przestrzenne	pętla	180	3,4	3,0	2,8	0,2
sterlet	subst. alarmowa	pętla	180	3,5	3,0	2,6	0,2
sterlet	sum + subst. alarmowa	pętla	180	3,0	2,0	2,7	0,2
sterlet	warunki standardowe	pętla	180	3,3	3,0	2,7	0,2
j. ostronosy	struktury przestrzenne	ściana	180	21,1	21,5	10,9	0,8
j. ostronosy	subst. alarmowa	ściana	180	29,6	31,4	13,0	1,0
j. ostronosy	sum + subst. alarmowa	ściana	180	30,8	31,8	13,1	1,0
j. ostronosy	warunki standardowe	ściana	180	30,7	30,2	12,8	1,0
sterlet	struktury przestrzenne	ściana	180	26,1	25,9	11,0	0,8
sterlet	subst. alarmowa	ściana	180	30,8	29,8	13,3	1,0
sterlet	sum + subst. alarmowa	ściana	180	29,2	30,0	12,4	0,9
sterlet	warunki standardowe	ściana	180	29,9	29,2	13,4	1,0
j. ostronosy	struktury przestrzenne	żerowanie	180	0,6	0,0	0,9	0,1
j. ostronosy	subst. alarmowa	żerowanie	180	0,7	0,0	0,9	0,1
j. ostronosy	sum + subst. alarmowa	żerowanie	180	0,8	0,0	1,1	0,1
j. ostronosy	warunki standardowe	żerowanie	180	0,8	0,0	1,1	0,1
sterlet	struktury przestrzenne	żerowanie	180	0,8	0,0	1,0	0,1
sterlet	subst. alarmowa	żerowanie	180	0,7	0,5	1,0	0,1

Gatunek	Warunki podchowu	Aktywność	N	M	Me	SD	SE
sterlet	sum + subst. alarmowa	żerowanie	180	0,7	0,0	1,0	0,1
sterlet	warunki standardowe	żerowanie	180	0,8	1,0	1,0	0,1
j. ostronosy	struktury przestrzenne	zryw	180	7,5	8,0	4,8	0,4
j. ostronosy	subst. alarmowa	zryw	180	6,9	7,0	4,8	0,4
j. ostronosy	sum + subst. alarmowa	zryw	180	7,1	7,0	4,8	0,4
j. ostronosy	warunki standardowe	zryw	180	7,1	7,0	4,8	0,4
sterlet	struktury przestrzenne	zryw	180	2,9	2,0	3,3	0,2
sterlet	subst. alarmowa	zryw	180	2,9	2,0	3,7	0,3
sterlet	sum + subst. alarmowa	zryw	180	2,7	1,0	3,4	0,3
sterlet	warunki standardowe	zryw	180	2,9	2,0	3,4	0,3

Załącznik 2: Statystyki opisowe zachowań larw jesiotra ostronosego przed i po stymulacji.

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
j. ostronosy	l	a	zryw	przed	30	7,50	7,07	4,23	0,77
j. ostronosy	l	a	zryw	po	30	8,00	7,20	4,72	0,86
j. ostronosy	l	a	pętla	przed	30	4,00	3,67	2,92	0,53
j. ostronosy	l	a	pętla	po	30	3,00	4,13	3,57	0,65
j. ostronosy	l	a	bezruch	przed	30	5,00	5,43	4,67	0,85
j. ostronosy	l	a	bezruch	po	30	4,00	3,73	4,14	0,76
j. ostronosy	l	a	żerowanie	przed	30	0,00	0,67	0,99	0,18
j. ostronosy	l	a	żerowanie	po	30	1,00	0,80	1,00	0,18
j. ostronosy	l	a	otwarta	przed	30	136,55	135,72	17,09	3,12
j. ostronosy	l	a	otwarta	po	30	139,70	136,72	17,27	3,15
j. ostronosy	l	a	ściana	przed	30	32,15	32,01	12,35	2,25
j. ostronosy	l	a	ściana	po	30	28,70	32,56	14,61	2,67
j. ostronosy	l	a	kryjówki	przed	30	11,45	12,26	10,05	1,84
j. ostronosy	l	a	kryjówki	po	30	6,95	10,71	10,89	1,99
j. ostronosy	l	b	zryw	przed	30	6,50	7,73	5,17	0,94
j. ostronosy	l	b	zryw	po	30	15,50	16,33	6,71	1,22
j. ostronosy	l	b	pętla	przed	30	3,00	3,57	2,69	0,49
j. ostronosy	l	b	pętla	po	30	6,00	6,30	4,18	0,76
j. ostronosy	l	b	bezruch	przed	30	4,00	4,30	4,60	0,84
j. ostronosy	l	b	bezruch	po	30	0,50	4,90	6,08	1,11
j. ostronosy	l	b	żerowanie	przed	30	0,50	0,90	1,24	0,23
j. ostronosy	l	b	żerowanie	po	30	0,00	0,43	0,97	0,18
j. ostronosy	l	b	otwarta	przed	30	143,00	143,22	17,98	3,28
j. ostronosy	l	b	otwarta	po	30	141,20	134,69	22,63	4,13
j. ostronosy	l	b	ściana	przed	30	29,85	28,26	15,03	2,74
j. ostronosy	l	b	ściana	po	30	36,05	36,25	19,16	3,50
j. ostronosy	l	b	kryjówki	przed	30	4,30	8,52	10,07	1,84
j. ostronosy	l	b	kryjówki	po	30	5,70	9,06	11,37	2,08
j. ostronosy	l	f	zryw	przed	30	5,00	6,00	4,93	0,90
j. ostronosy	l	f	zryw	po	30	14,00	13,83	6,75	1,23
j. ostronosy	l	f	pętla	przed	30	3,00	3,87	3,15	0,57
j. ostronosy	l	f	pętla	po	30	5,00	6,10	4,40	0,80
j. ostronosy	l	f	bezruch	przed	30	3,00	4,87	5,44	0,99
j. ostronosy	l	f	bezruch	po	30	2,00	5,50	6,97	1,27
j. ostronosy	l	f	żerowanie	przed	30	0,50	0,77	0,94	0,17
j. ostronosy	l	f	żerowanie	po	30	0,00	0,40	0,93	0,17
j. ostronosy	l	f	otwarta	przed	30	134,35	135,53	15,90	2,90
j. ostronosy	l	f	otwarta	po	30	121,45	126,64	26,38	4,82
j. ostronosy	l	f	ściana	przed	30	31,05	33,68	12,43	2,27
j. ostronosy	l	f	ściana	po	30	46,00	40,64	21,50	3,93
j. ostronosy	l	f	kryjówki	przed	30	11,30	10,79	10,52	1,92
j. ostronosy	l	f	kryjówki	po	30	6,10	12,73	13,70	2,50
j. ostronosy	l	d	zryw	przed	30	8,50	7,90	5,03	0,92
j. ostronosy	l	d	zryw	po	30	17,00	16,70	8,06	1,47
j. ostronosy	l	d	pętla	przed	30	3,50	3,90	2,75	0,50
j. ostronosy	l	d	pętla	po	30	5,50	5,83	4,02	0,73
j. ostronosy	l	d	bezruch	przed	30	2,00	4,47	5,20	0,95
j. ostronosy	l	d	bezruch	po	30	2,00	4,97	6,50	1,19
j. ostronosy	l	d	żerowanie	przed	30	1,00	0,97	1,19	0,22
j. ostronosy	l	d	żerowanie	po	30	0,00	0,27	0,58	0,11
j. ostronosy	l	d	otwarta	przed	30	139,45	139,93	12,79	2,34
j. ostronosy	l	d	otwarta	po	30	133,60	130,84	22,91	4,18

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
j. ostronosy	I	d	ściana	przed	30	27,20	26,60	10,95	2,00
j. ostronosy	I	d	ściana	po	30	39,40	34,77	18,89	3,45
j. ostronosy	I	d	kryjówki	przed	30	13,50	13,46	9,99	1,82
j. ostronosy	I	d	kryjówki	po	30	12,30	14,39	12,66	2,31
j. ostronosy	I	c	zryw	przed	30	5,50	6,60	4,85	0,88
j. ostronosy	I	c	zryw	po	30	16,00	15,53	7,18	1,31
j. ostronosy	I	c	pętla	przed	30	3,50	3,70	2,28	0,42
j. ostronosy	I	c	pętla	po	30	7,00	6,53	4,43	0,81
j. ostronosy	I	c	bezruch	przed	30	4,50	5,00	4,98	0,91
j. ostronosy	I	c	bezruch	po	30	3,00	5,73	6,98	1,27
j. ostronosy	I	c	żerowanie	przed	30	0,00	0,60	0,93	0,17
j. ostronosy	I	c	żerowanie	po	30	0,00	0,17	0,46	0,08
j. ostronosy	I	c	otwarta	przed	30	133,80	135,44	15,68	2,86
j. ostronosy	I	c	otwarta	po	30	125,00	122,76	21,14	3,86
j. ostronosy	I	c	ściana	przed	30	30,40	32,95	11,16	2,04
j. ostronosy	I	c	ściana	po	30	44,10	45,14	15,33	2,80
j. ostronosy	I	c	kryjówki	przed	30	12,50	11,61	9,80	1,79
j. ostronosy	I	c	kryjówki	po	30	9,65	12,10	11,78	2,15
j. ostronosy	I	e	zryw	przed	30	8,00	7,57	4,34	0,79
j. ostronosy	I	e	zryw	po	30	14,50	16,33	8,45	1,54
j. ostronosy	I	e	pętla	przed	30	4,00	3,97	2,93	0,53
j. ostronosy	I	e	pętla	po	30	5,50	6,33	4,74	0,87
j. ostronosy	I	e	bezruch	przed	30	1,50	3,07	4,55	0,83
j. ostronosy	I	e	bezruch	po	30	2,00	3,77	4,48	0,82
j. ostronosy	I	e	żerowanie	przed	30	0,00	0,87	1,20	0,22
j. ostronosy	I	e	żerowanie	po	30	0,00	0,37	0,93	0,17
j. ostronosy	I	e	otwarta	przed	30	128,90	133,28	18,14	3,31
j. ostronosy	I	e	otwarta	po	30	130,95	129,46	22,36	4,08
j. ostronosy	I	e	ściana	przed	30	32,60	30,72	14,06	2,57
j. ostronosy	I	e	ściana	po	30	36,40	35,30	18,55	3,39
j. ostronosy	I	e	kryjówki	przed	30	17,75	16,00	9,75	1,78
j. ostronosy	I	e	kryjówki	po	30	11,70	15,24	11,66	2,13
j. ostronosy	II	a	zryw	przed	30	7,50	7,57	5,52	1,01
j. ostronosy	II	a	zryw	po	30	7,50	6,87	4,99	0,91
j. ostronosy	II	a	pętla	przed	30	3,50	3,53	2,97	0,54
j. ostronosy	II	a	pętla	po	30	4,50	4,10	2,62	0,48
j. ostronosy	II	a	bezruch	przed	30	2,00	3,07	3,60	0,66
j. ostronosy	II	a	bezruch	po	30	1,50	4,53	5,79	1,06
j. ostronosy	II	a	żerowanie	przed	30	0,00	0,53	0,97	0,18
j. ostronosy	II	a	żerowanie	po	30	0,00	0,47	0,78	0,14
j. ostronosy	II	a	otwarta	przed	30	131,00	132,82	13,29	2,43
j. ostronosy	II	a	otwarta	po	30	131,85	131,26	16,54	3,02
j. ostronosy	II	a	ściana	przed	30	20,75	20,45	7,86	1,43
j. ostronosy	II	a	ściana	po	30	18,15	18,69	9,93	1,81
j. ostronosy	II	a	kryjówki	przed	30	26,60	26,73	10,83	1,98
j. ostronosy	II	a	kryjówki	po	30	29,60	30,06	14,03	2,56
j. ostronosy	II	b	zryw	przed	30	8,00	8,10	4,60	0,84
j. ostronosy	II	b	zryw	po	30	18,00	16,83	8,47	1,55
j. ostronosy	II	b	pętla	przed	30	2,00	3,20	3,19	0,58
j. ostronosy	II	b	pętla	po	30	9,50	9,73	5,21	0,95
j. ostronosy	II	b	bezruch	przed	30	5,00	5,70	5,47	1,00
j. ostronosy	II	b	bezruch	po	30	3,00	4,93	5,43	0,99
j. ostronosy	II	b	żerowanie	przed	30	0,00	0,50	1,04	0,19
j. ostronosy	II	b	żerowanie	po	30	0,00	0,23	0,63	0,11
j. ostronosy	II	b	otwarta	przed	30	129,65	126,66	11,26	2,06

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
j. ostronosy	II	b	otwarta	po	30	109,10	111,59	23,93	4,37
j. ostronosy	II	b	ściana	przed	30	22,45	23,25	11,22	2,05
j. ostronosy	II	b	ściana	po	30	40,10	37,52	18,82	3,44
j. ostronosy	II	b	kryjówki	przed	30	31,10	30,09	7,93	1,45
j. ostronosy	II	b	kryjówki	po	30	32,05	30,89	10,54	1,92
j. ostronosy	II	f	zryw	przed	30	7,00	6,80	5,24	0,96
j. ostronosy	II	f	zryw	po	30	14,00	15,67	7,41	1,35
j. ostronosy	II	f	pętla	przed	30	4,00	3,90	2,67	0,49
j. ostronosy	II	f	pętla	po	30	11,00	10,13	3,84	0,70
j. ostronosy	II	f	bezruch	przed	30	3,00	4,63	4,63	0,84
j. ostronosy	II	f	bezruch	po	30	4,50	6,27	7,16	1,31
j. ostronosy	II	f	żerowanie	przed	30	1,00	0,70	0,79	0,15
j. ostronosy	II	f	żerowanie	po	30	0,00	0,00	0,00	0,00
j. ostronosy	II	f	otwarta	przed	30	130,10	129,34	10,43	1,90
j. ostronosy	II	f	otwarta	po	30	120,75	121,24	25,78	4,71
j. ostronosy	II	f	ściana	przed	30	22,70	20,08	11,33	2,07
j. ostronosy	II	f	ściana	po	30	29,00	30,21	19,21	3,51
j. ostronosy	II	f	kryjówki	przed	30	30,85	30,58	7,77	1,42
j. ostronosy	II	f	kryjówki	po	30	29,00	28,55	13,55	2,47
j. ostronosy	II	d	zryw	przed	30	7,00	6,50	4,40	0,80
j. ostronosy	II	d	zryw	po	30	14,00	14,53	7,48	1,37
j. ostronosy	II	d	pętla	przed	30	3,00	3,33	2,80	0,51
j. ostronosy	II	d	pętla	po	30	8,50	8,87	4,87	0,89
j. ostronosy	II	d	bezruch	przed	30	2,00	3,77	5,54	1,01
j. ostronosy	II	d	bezruch	po	30	0,50	3,93	4,94	0,90
j. ostronosy	II	d	żerowanie	przed	30	1,00	0,80	0,85	0,15
j. ostronosy	II	d	żerowanie	po	30	0,00	0,27	0,64	0,12
j. ostronosy	II	d	otwarta	przed	30	130	129,84	20,49	3,74
j. ostronosy	II	d	otwarta	po	30	121,10	119,78	24,71	4,51
j. ostronosy	II	d	ściana	przed	30	21,55	21,28	13,20	2,41
j. ostronosy	II	d	ściana	po	30	33,75	32,99	20,41	3,73
j. ostronosy	II	d	kryjówki	przed	30	27,35	28,88	10,33	1,89
j. ostronosy	II	d	kryjówki	po	30	25,55	27,23	16,67	3,04
j. ostronosy	II	c	zryw	przed	30	8,00	7,40	4,75	0,87
j. ostronosy	II	c	zryw	po	30	14,00	15,23	7,30	1,33
j. ostronosy	II	c	pętla	przed	30	3,00	3,20	2,55	0,47
j. ostronosy	II	c	pętla	po	30	8,50	9,37	4,77	0,87
j. ostronosy	II	c	bezruch	przed	30	7,00	6,27	4,88	0,89
j. ostronosy	II	c	bezruch	po	30	0,50	3,90	5,45	1,00
j. ostronosy	II	c	żerowanie	przed	30	0,00	0,53	0,86	0,16
j. ostronosy	II	c	żerowanie	po	30	0,00	0,43	0,90	0,16
j. ostronosy	II	c	otwarta	przed	30	126,15	126,99	15,24	2,78
j. ostronosy	II	c	otwarta	po	30	120,00	116,66	24,74	4,52
j. ostronosy	II	c	ściana	przed	30	21,00	19,21	10,64	1,94
j. ostronosy	II	c	ściana	po	30	25,45	28,27	15,89	2,90
j. ostronosy	II	c	kryjówki	przed	30	35,35	33,81	9,28	1,69
j. ostronosy	II	c	kryjówki	po	30	31,35	35,07	16,39	2,99
j. ostronosy	II	e	zryw	przed	30	9,00	8,40	4,42	0,81
j. ostronosy	II	e	zryw	po	30	16,50	16,43	5,57	1,02
j. ostronosy	II	e	pętla	przed	30	2,50	3,37	2,77	0,51
j. ostronosy	II	e	pętla	po	30	10,00	9,67	5,30	0,97
j. ostronosy	II	e	bezruch	przed	30	5,50	6,57	6,47	1,18
j. ostronosy	II	e	bezruch	po	30	1,50	3,83	4,76	0,87
j. ostronosy	II	e	żerowanie	przed	30	0,00	0,53	0,68	0,12
j. ostronosy	II	e	żerowanie	po	30	0,00	0,50	0,68	0,12

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
j. ostronosy	II	e	otwarta	przed	30	132,05	132,10	15,77	2,88
j. ostronosy	II	e	otwarta	po	30	117,85	120,42	21,16	3,86
j. ostronosy	II	e	ściana	przed	30	21,65	22,08	10,72	1,96
j. ostronosy	II	e	ściana	po	30	28,40	32,51	17,76	3,24
j. ostronosy	II	e	kryjówki	przed	30	27,55	25,82	12,64	2,31
j. ostronosy	II	e	kryjówki	po	30	27,35	27,07	14,68	2,68
j. ostronosy	III	a	zryw	przed	30	8,00	7,07	4,73	0,86
j. ostronosy	III	a	zryw	po	30	6,00	6,70	4,84	0,88
j. ostronosy	III	a	pętla	przed	30	4,00	4,10	2,19	0,40
j. ostronosy	III	a	pętla	po	30	4,00	4,03	2,54	0,46
j. ostronosy	III	a	bezruch	przed	30	3,00	4,27	4,70	0,86
j. ostronosy	III	a	bezruch	po	30	0,00	4,43	6,69	1,22
j. ostronosy	III	a	żerowanie	przed	30	1,00	0,87	0,78	0,14
j. ostronosy	III	a	żerowanie	po	30	1,00	0,87	1,01	0,18
j. ostronosy	III	a	otwarta	przed	30	142,20	139,43	17,32	3,16
j. ostronosy	III	a	otwarta	po	30	135,90	136,59	22,38	4,09
j. ostronosy	III	a	ściana	przed	30	29,00	29,29	13,01	2,37
j. ostronosy	III	a	ściana	po	30	26,45	30,76	18,11	3,31
j. ostronosy	III	a	kryjówki	przed	30	14,15	11,28	9,96	1,82
j. ostronosy	III	a	kryjówki	po	30	13,55	12,65	12,11	2,21
j. ostronosy	III	b	zryw	przed	30	8,50	8,27	5,06	0,92
j. ostronosy	III	b	zryw	po	30	15,00	16,60	6,87	1,25
j. ostronosy	III	b	pętla	przed	30	3,00	2,93	1,86	0,34
j. ostronosy	III	b	pętla	po	30	5,50	5,90	3,28	0,60
j. ostronosy	III	b	bezruch	przed	30	1,00	3,90	4,75	0,87
j. ostronosy	III	b	bezruch	po	30	5,00	6,23	7,01	1,28
j. ostronosy	III	b	żerowanie	przed	30	0,00	0,60	0,77	0,14
j. ostronosy	III	b	żerowanie	po	30	0,00	0,70	0,99	0,18
j. ostronosy	III	b	otwarta	przed	30	137,10	136,93	14,23	2,60
j. ostronosy	III	b	otwarta	po	30	129,05	123,83	21,77	3,97
j. ostronosy	III	b	ściana	przed	30	30,70	30,06	13,31	2,43
j. ostronosy	III	b	ściana	po	30	45,80	39,90	19,19	3,50
j. ostronosy	III	b	kryjówki	przed	30	13,50	13,00	10,19	1,86
j. ostronosy	III	b	kryjówki	po	30	11,55	16,27	14,34	2,62
j. ostronosy	III	f	zryw	przed	30	8,00	7,37	5,48	1,00
j. ostronosy	III	f	zryw	po	30	15,00	14,97	7,28	1,33
j. ostronosy	III	f	pętla	przed	30	3,00	2,87	2,06	0,38
j. ostronosy	III	f	pętla	po	30	7,00	6,27	3,55	0,65
j. ostronosy	III	f	bezruch	przed	30	3,00	3,77	4,31	0,79
j. ostronosy	III	f	bezruch	po	30	1,00	5,27	6,27	1,15
j. ostronosy	III	f	żerowanie	przed	30	0,00	0,77	1,07	0,20
j. ostronosy	III	f	żerowanie	po	30	0,00	0,70	0,99	0,18
j. ostronosy	III	f	otwarta	przed	30	139,30	139,79	10,90	1,99
j. ostronosy	III	f	otwarta	po	30	131,05	130,49	18,47	3,37
j. ostronosy	III	f	ściana	przed	30	30,85	29,47	13,36	2,44
j. ostronosy	III	f	ściana	po	30	36,40	40,72	19,42	3,55
j. ostronosy	III	f	kryjówki	przed	30	9,05	10,74	10,49	1,91
j. ostronosy	III	f	kryjówki	po	30	3,35	8,78	11,47	2,09
j. ostronosy	III	d	zryw	przed	30	5,00	6,27	4,56	0,83
j. ostronosy	III	d	zryw	po	30	17,00	16,20	7,11	1,30
j. ostronosy	III	d	pętla	przed	30	4,00	3,93	2,35	0,43
j. ostronosy	III	d	pętla	po	30	6,00	7,07	4,38	0,80
j. ostronosy	III	d	bezruch	przed	30	4,50	5,07	4,31	0,79
j. ostronosy	III	d	bezruch	po	30	4,00	5,37	6,29	1,15
j. ostronosy	III	d	żerowanie	przed	30	0,00	0,63	0,93	0,17

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
j. ostronosy	III	d	żerowanie	po	30	1,00	0,60	0,56	0,10
j. ostronosy	III	d	otwarta	przed	30	140,20	142,34	15,52	2,83
j. ostronosy	III	d	otwarta	po	30	131,30	133,82	21,23	3,88
j. ostronosy	III	d	ściana	przed	30	26,65	28,83	14,20	2,59
j. ostronosy	III	d	ściana	po	30	37,25	36,95	18,50	3,38
j. ostronosy	III	d	kryjówki	przed	30	10,30	8,83	8,55	1,56
j. ostronosy	III	d	kryjówki	po	30	6,10	9,23	10,33	1,89
j. ostronosy	III	c	zryw	przed	30	5,50	6,00	4,04	0,74
j. ostronosy	III	c	zryw	po	30	11,50	13,83	6,72	1,23
j. ostronosy	III	c	pętla	przed	30	3,00	3,67	2,75	0,50
j. ostronosy	III	c	pętla	po	30	6,00	6,03	3,73	0,68
j. ostronosy	III	c	bezruch	przed	30	7,00	5,80	4,53	0,83
j. ostronosy	III	c	bezruch	po	30	0,50	4,13	5,97	1,09
j. ostronosy	III	c	żerowanie	przed	30	0,00	0,63	1,00	0,18
j. ostronosy	III	c	żerowanie	po	30	0,00	0,87	1,04	0,19
j. ostronosy	III	c	otwarta	przed	30	136,05	138,33	13,18	2,41
j. ostronosy	III	c	otwarta	po	30	135,80	133,24	22,63	4,13
j. ostronosy	III	c	ściana	przed	30	30	28,15	10,64	1,94
j. ostronosy	III	c	ściana	po	30	32,00	36,40	17,99	3,29
j. ostronosy	III	c	kryjówki	przed	30	14,40	13,52	8,94	1,63
j. ostronosy	III	c	kryjówki	po	30	10,55	10,35	8,44	1,54
j. ostronosy	III	e	zryw	przed	30	7,50	6,63	4,57	0,83
j. ostronosy	III	e	zryw	po	30	14,00	14,47	6,11	1,11
j. ostronosy	III	e	pętla	przed	30	3,00	3,53	2,91	0,53
j. ostronosy	III	e	pętla	po	30	6,50	7,40	4,76	0,87
j. ostronosy	III	e	bezruch	przed	30	4,00	4,20	4,41	0,81
j. ostronosy	III	e	bezruch	po	30	3,50	6,17	7,03	1,28
j. ostronosy	III	e	żerowanie	przed	30	0,00	0,67	0,99	0,18
j. ostronosy	III	e	żerowanie	po	30	0,00	0,57	1,01	0,18
j. ostronosy	III	e	otwarta	przed	30	134,75	135,99	15,36	2,80
j. ostronosy	III	e	otwarta	po	30	128,85	130,12	22,91	4,18
j. ostronosy	III	e	ściana	przed	30	32,45	31,80	13,82	2,52
j. ostronosy	III	e	ściana	po	30	41,50	41,55	20,76	3,79
j. ostronosy	III	e	kryjówki	przed	30	13,85	12,21	9,99	1,82
j. ostronosy	III	e	kryjówki	po	30	5,35	8,33	8,75	1,60
j. ostronosy	IV	a	zryw	przed	30	7,00	7,60	4,57	0,83
j. ostronosy	IV	a	zryw	po	30	6,00	7,00	4,56	0,83
j. ostronosy	IV	a	pętla	przed	30	2,50	2,77	2,18	0,40
j. ostronosy	IV	a	pętla	po	30	3,00	3,53	2,52	0,46
j. ostronosy	IV	a	bezruch	przed	30	2,50	3,97	5,10	0,93
j. ostronosy	IV	a	bezruch	po	30	1,00	3,70	5,25	0,96
j. ostronosy	IV	a	żerowanie	przed	30	0,00	0,47	0,86	0,16
j. ostronosy	IV	a	żerowanie	po	30	0,00	0,63	0,85	0,16
j. ostronosy	IV	a	otwarta	przed	30	139,10	136,92	16,04	2,93
j. ostronosy	IV	a	otwarta	po	30	141,15	137,15	16,60	3,03
j. ostronosy	IV	a	ściana	przed	30	31,75	29,50	12,80	2,34
j. ostronosy	IV	a	ściana	po	30	26,45	27,85	13,73	2,51
j. ostronosy	IV	a	kryjówki	przed	30	16,05	13,58	11,02	2,01
j. ostronosy	IV	a	kryjówki	po	30	15,30	15,00	12,29	2,24
j. ostronosy	IV	b	zryw	przed	30	5,00	5,27	4,77	0,87
j. ostronosy	IV	b	zryw	po	30	13,00	12,40	5,83	1,06
j. ostronosy	IV	b	pętla	przed	30	3,00	3,77	3,22	0,59
j. ostronosy	IV	b	pętla	po	30	7,50	7,60	5,04	0,92
j. ostronosy	IV	b	bezruch	przed	30	1,50	4,03	4,70	0,86
j. ostronosy	IV	b	bezruch	po	30	0,00	3,60	5,12	0,94

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
j. ostronosy	IV	b	żerowanie	przed	30	1,00	1,10	1,32	0,24
j. ostronosy	IV	b	żerowanie	po	30	0,00	0,70	0,92	0,17
j. ostronosy	IV	b	otwarta	przed	30	132,50	136,38	16,31	2,98
j. ostronosy	IV	b	otwarta	po	30	125,90	125,37	21,88	4,00
j. ostronosy	IV	b	ściana	przed	30	32,15	32,69	12,01	2,19
j. ostronosy	IV	b	ściana	po	30	42,65	43,42	16,58	3,03
j. ostronosy	IV	b	kryjówki	przed	30	12,25	10,94	10,29	1,88
j. ostronosy	IV	b	kryjówki	po	30	9,05	11,21	12,63	2,31
j. ostronosy	IV	f	zryw	przed	30	8,00	8,87	5,37	0,98
j. ostronosy	IV	f	zryw	po	30	17,00	17,20	9,19	1,68
j. ostronosy	IV	f	pętla	przed	30	3,00	2,93	1,84	0,34
j. ostronosy	IV	f	pętla	po	30	6,00	6,13	3,64	0,66
j. ostronosy	IV	f	bezruch	przed	30	4,00	5,50	5,35	0,98
j. ostronosy	IV	f	bezruch	po	30	0,50	3,80	6,75	1,23
j. ostronosy	IV	f	żerowanie	przed	30	0,00	0,83	1,26	0,23
j. ostronosy	IV	f	żerowanie	po	30	0,00	0,73	1,05	0,19
j. ostronosy	IV	f	otwarta	przed	30	131,95	134,27	15,08	2,75
j. ostronosy	IV	f	otwarta	po	30	125,95	122,23	21,27	3,88
j. ostronosy	IV	f	ściana	przed	30	30,90	32,11	12,36	2,26
j. ostronosy	IV	f	ściana	po	30	41,40	45,40	17,23	3,15
j. ostronosy	IV	f	kryjówki	przed	30	14,55	13,62	9,53	1,74
j. ostronosy	IV	f	kryjówki	po	30	10,95	12,37	10,18	1,86
j. ostronosy	IV	d	zryw	przed	30	6,00	6,57	4,33	0,79
j. ostronosy	IV	d	zryw	po	30	15,00	15,13	5,60	1,02
j. ostronosy	IV	d	pętla	przed	30	2,00	2,70	2,68	0,49
j. ostronosy	IV	d	pętla	po	30	5,50	6,43	4,25	0,78
j. ostronosy	IV	d	bezruch	przed	30	2,50	3,80	4,26	0,78
j. ostronosy	IV	d	bezruch	po	30	3,50	6,13	6,94	1,27
j. ostronosy	IV	d	żerowanie	przed	30	0,50	0,73	0,91	0,17
j. ostronosy	IV	d	żerowanie	po	30	0,00	0,93	1,28	0,23
j. ostronosy	IV	d	otwarta	przed	30	142,90	138,37	20,07	3,66
j. ostronosy	IV	d	otwarta	po	30	127,55	131,31	21,55	3,93
j. ostronosy	IV	d	ściana	przed	30	26,55	29,22	14,82	2,71
j. ostronosy	IV	d	ściana	po	30	41,20	38,62	17,77	3,24
j. ostronosy	IV	d	kryjówki	przed	30	14,20	12,41	11,17	2,04
j. ostronosy	IV	d	kryjówki	po	30	6,10	10,07	11,01	2,01
j. ostronosy	IV	c	zryw	przed	30	9,00	7,97	4,84	0,88
j. ostronosy	IV	c	zryw	po	30	16,00	16,47	7,09	1,30
j. ostronosy	IV	c	pętla	przed	30	3,00	3,37	2,39	0,44
j. ostronosy	IV	c	pętla	po	30	4,50	5,67	3,83	0,70
j. ostronosy	IV	c	bezruch	przed	30	7,00	7,70	5,53	1,01
j. ostronosy	IV	c	bezruch	po	30	8,50	9,17	9,01	1,64
j. ostronosy	IV	c	żerowanie	przed	30	0,00	0,83	1,18	0,21
j. ostronosy	IV	c	żerowanie	po	30	0,00	0,57	0,73	0,13
j. ostronosy	IV	c	otwarta	przed	30	140,00	135,60	16,21	2,96
j. ostronosy	IV	c	otwarta	po	30	127,35	127,26	20,35	3,72
j. ostronosy	IV	c	ściana	przed	30	32,65	31,88	13,31	2,43
j. ostronosy	IV	c	ściana	po	30	41,75	42,54	18,12	3,31
j. ostronosy	IV	c	kryjówki	przed	30	13,25	12,53	12,22	2,23
j. ostronosy	IV	c	kryjówki	po	30	7,30	10,20	11,14	2,03
j. ostronosy	IV	e	zryw	przed	30	5,00	6,60	4,59	0,84
j. ostronosy	IV	e	zryw	po	30	12,50	13,43	8,77	1,60
j. ostronosy	IV	e	pętla	przed	30	3,00	3,63	2,06	0,38
j. ostronosy	IV	e	pętla	po	30	7,50	7,30	3,83	0,70
j. ostronosy	IV	e	bezruch	przed	30	3,00	3,03	3,10	0,57

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
j. ostronosy	IV	e	bezruch	po	30	2,50	4,77	5,88	1,07
j. ostronosy	IV	e	żerowanie	przed	30	0,50	0,70	0,95	0,17
j. ostronosy	IV	e	żerowanie	po	30	0,50	0,87	1,11	0,20
j. ostronosy	IV	e	otwarta	przed	30	140,30	138,96	17,89	3,27
j. ostronosy	IV	e	otwarta	po	30	124,40	128,84	24,72	4,51
j. ostronosy	IV	e	ściana	przed	30	29,20	29,45	13,84	2,53
j. ostronosy	IV	e	ściana	po	30	43,75	42,12	20,89	3,81
j. ostronosy	IV	e	kryjówki	przed	30	12,10	11,59	10,75	1,96
j. ostronosy	IV	e	kryjówki	po	30	8,45	9,04	9,14	1,67
sterlet	I	a	zryw	przed	30	2,00	2,90	2,88	0,53
sterlet	I	a	zryw	po	30	3,50	3,37	3,08	0,56
sterlet	I	a	pętla	przed	30	3,00	3,03	2,31	0,42
sterlet	I	a	pętla	po	30	3,00	3,73	2,15	0,39
sterlet	I	a	bezruch	przed	30	3,00	4,90	5,27	0,96
sterlet	I	a	bezruch	po	30	0,00	4,37	7,02	1,28
sterlet	I	a	żerowanie	przed	30	1,00	1,07	0,87	0,16
sterlet	I	a	żerowanie	po	30	0,00	0,90	1,21	0,22
sterlet	I	a	otwarta	przed	30	139,65	140,84	17,73	3,24
sterlet	I	a	otwarta	po	30	139,00	137,87	16,72	3,05
sterlet	I	a	ściana	przed	30	31,15	28,79	11,58	2,11
sterlet	I	a	ściana	po	30	31,30	30,74	12,93	2,36
sterlet	I	a	kryjówki	przed	30	8,65	10,37	10,19	1,86
sterlet	I	a	kryjówki	po	30	9,15	11,39	10,77	1,97
sterlet	I	b	zryw	przed	30	3,00	2,60	2,28	0,42
sterlet	I	b	zryw	po	30	1,50	2,53	2,81	0,51
sterlet	I	b	pętla	przed	30	3,50	3,90	3,06	0,56
sterlet	I	b	pętla	po	30	13,00	13,67	4,98	0,91
sterlet	I	b	bezruch	przed	30	2,00	3,80	4,69	0,86
sterlet	I	b	bezruch	po	30	7,00	7,50	7,00	1,28
sterlet	I	b	żerowanie	przed	30	0,50	0,70	0,84	0,15
sterlet	I	b	żerowanie	po	30	0,00	0,33	0,84	0,15
sterlet	I	b	otwarta	przed	30	132,05	133,73	21,00	3,83
sterlet	I	b	otwarta	po	30	126,30	124,30	24,82	4,53
sterlet	I	b	ściana	przed	30	29,90	31,37	16,42	3,00
sterlet	I	b	ściana	po	30	41,65	39,92	20,12	3,67
sterlet	I	b	kryjówki	przed	30	16,80	14,90	9,92	1,81
sterlet	I	b	kryjówki	po	30	10,20	15,78	13,42	2,45
sterlet	I	f	zryw	przed	30	1,50	2,87	3,31	0,60
sterlet	I	f	zryw	po	30	2,00	3,00	3,39	0,62
sterlet	I	f	pętla	przed	30	3,00	3,23	2,16	0,39
sterlet	I	f	pętla	po	30	10,50	11,07	5,45	1,00
sterlet	I	f	bezruch	przed	30	2,00	3,63	4,53	0,83
sterlet	I	f	bezruch	po	30	3,50	5,73	6,66	1,22
sterlet	I	f	żerowanie	przed	30	0,50	0,73	0,98	0,18
sterlet	I	f	żerowanie	po	30	0,00	0,27	0,58	0,11
sterlet	I	f	otwarta	przed	30	142,25	141,28	13,16	2,40
sterlet	I	f	otwarta	po	30	133,45	134,66	17,68	3,23
sterlet	I	f	ściana	przed	30	28,35	29,96	10,66	1,95
sterlet	I	f	ściana	po	30	38,65	37,96	15,97	2,92
sterlet	I	f	kryjówki	przed	30	0,00	8,76	10,35	1,89
sterlet	I	f	kryjówki	po	30	4,05	7,38	8,94	1,63
sterlet	I	d	zryw	przed	30	2,50	3,53	3,96	0,72
sterlet	I	d	zryw	po	30	3,00	3,83	4,30	0,79
sterlet	I	d	pętla	przed	30	3,50	3,30	2,23	0,41
sterlet	I	d	pętla	po	30	12,00	12,57	5,08	0,93

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
sterlet	I	d	bezruch	przed	30	5,00	4,97	4,45	0,81
sterlet	I	d	bezruch	po	30	0,00	3,87	5,79	1,06
sterlet	I	d	żerowanie	przed	30	0,50	0,70	0,84	0,15
sterlet	I	d	żerowanie	po	30	0,00	0,20	0,66	0,12
sterlet	I	d	otwarta	przed	30	139,15	138,59	16,15	2,95
sterlet	I	d	otwarta	po	30	123,55	124,63	22,96	4,19
sterlet	I	d	ściana	przed	30	29,05	30,86	11,57	2,11
sterlet	I	d	ściana	po	30	40,25	40,33	18,71	3,42
sterlet	I	d	kryjówki	przed	30	12,00	10,55	8,35	1,53
sterlet	I	d	kryjówki	po	30	13,80	15,04	12,60	2,30
sterlet	I	c	zryw	przed	30	1,00	2,50	3,61	0,66
sterlet	I	c	zryw	po	30	1,50	3,03	3,66	0,67
sterlet	I	c	pętla	przed	30	2,00	2,67	2,81	0,51
sterlet	I	c	pętla	po	30	11,00	10,23	4,99	0,91
sterlet	I	c	bezruch	przed	30	4,00	4,67	4,31	0,79
sterlet	I	c	bezruch	po	30	0,00	3,07	5,11	0,93
sterlet	I	c	żerowanie	przed	30	1,00	1,00	1,26	0,23
sterlet	I	c	żerowanie	po	30	0,00	0,47	0,90	0,16
sterlet	I	c	otwarta	przed	30	134,40	137,68	20,30	3,71
sterlet	I	c	otwarta	po	30	125,05	122,86	24,74	4,52
sterlet	I	c	ściana	przed	30	28,10	30,19	16,00	2,92
sterlet	I	c	ściana	po	30	41,45	42,67	16,97	3,10
sterlet	I	c	kryjówki	przed	30	10,60	12,13	13,47	2,46
sterlet	I	c	kryjówki	po	30	10,70	14,48	16,06	2,93
sterlet	I	e	zryw	przed	30	0,00	2,83	4,03	0,74
sterlet	I	e	zryw	po	30	1,00	2,90	4,15	0,76
sterlet	I	e	pętla	przed	30	2,50	3,63	3,43	0,63
sterlet	I	e	pętla	po	30	11,00	12,53	6,01	1,10
sterlet	I	e	bezruch	przed	30	2,50	4,33	4,79	0,88
sterlet	I	e	bezruch	po	30	3,00	5,03	6,00	1,10
sterlet	I	e	żerowanie	przed	30	1,00	0,87	1,04	0,19
sterlet	I	e	żerowanie	po	30	0,00	0,50	0,78	0,14
sterlet	I	e	otwarta	przed	30	138,35	139,76	19,86	3,63
sterlet	I	e	otwarta	po	30	123,85	127,54	23,94	4,37
sterlet	I	e	ściana	przed	30	27,95	28,32	13,80	2,52
sterlet	I	e	ściana	po	30	38,90	41,37	22,35	4,08
sterlet	I	e	kryjówki	przed	30	11,95	11,92	10,16	1,85
sterlet	I	e	kryjówki	po	30	8,70	11,09	11,40	2,08
sterlet	II	a	zryw	przed	30	2,00	2,70	2,79	0,51
sterlet	II	a	zryw	po	30	2,00	2,67	2,66	0,49
sterlet	II	a	pętla	przed	30	3,00	4,63	3,59	0,65
sterlet	II	a	pętla	po	30	5,00	5,27	3,87	0,71
sterlet	II	a	bezruch	przed	30	4,00	4,33	3,56	0,65
sterlet	II	a	bezruch	po	30	3,50	5,73	6,84	1,25
sterlet	II	a	żerowanie	przed	30	1,00	1,27	1,28	0,23
sterlet	II	a	żerowanie	po	30	0,00	0,70	0,99	0,18
sterlet	II	a	otwarta	przed	30	133,10	131,24	12,13	2,21
sterlet	II	a	otwarta	po	30	127,25	129,98	19,62	3,58
sterlet	II	a	ściana	przed	30	24,05	25,95	9,89	1,81
sterlet	II	a	ściana	po	30	28,25	27,37	16,25	2,97
sterlet	II	a	kryjówki	przed	30	25,85	22,81	8,41	1,54
sterlet	II	a	kryjówki	po	30	22,25	22,65	11,47	2,09
sterlet	II	b	zryw	przed	30	1,00	3,43	4,30	0,79
sterlet	II	b	zryw	po	30	3,00	3,43	3,50	0,64
sterlet	II	b	pętla	przed	30	3,00	3,47	2,65	0,48

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
sterlet	II	b	pętla	po	30	13,50	13,00	5,14	0,94
sterlet	II	b	bezruch	przed	30	5,00	4,80	4,57	0,84
sterlet	II	b	bezruch	po	30	4,00	6,83	7,67	1,40
sterlet	II	b	żerowanie	przed	30	1,00	0,70	0,75	0,14
sterlet	II	b	żerowanie	po	30	0,00	0,13	0,43	0,08
sterlet	II	b	otwarta	przed	30	123,65	127,55	12,37	2,26
sterlet	II	b	otwarta	po	30	113,80	114,23	18,12	3,31
sterlet	II	b	ściana	przed	30	28,75	28,61	12,90	2,36
sterlet	II	b	ściana	po	30	34,95	39,39	16,05	2,93
sterlet	II	b	kryjówki	przed	30	24,10	23,84	7,02	1,28
sterlet	II	b	kryjówki	po	30	26,95	26,38	12,64	2,31
sterlet	II	f	zryw	przed	30	2,00	2,70	3,25	0,59
sterlet	II	f	zryw	po	30	2,00	2,87	2,90	0,53
sterlet	II	f	pętla	przed	30	2,00	3,23	3,06	0,56
sterlet	II	f	pętla	po	30	12,50	12,43	6,03	1,10
sterlet	II	f	bezruch	przed	30	3,00	4,40	4,88	0,89
sterlet	II	f	bezruch	po	30	0,50	4,37	5,87	1,07
sterlet	II	f	żerowanie	przed	30	0,00	0,63	0,96	0,18
sterlet	II	f	żerowanie	po	30	0,00	0,27	0,64	0,12
sterlet	II	f	otwarta	przed	30	133,80	133,32	16,00	2,92
sterlet	II	f	otwarta	po	30	121,05	122,66	18,60	3,40
sterlet	II	f	ściana	przed	30	26,90	26,14	12,79	2,33
sterlet	II	f	ściana	po	30	33,05	34,41	19,46	3,55
sterlet	II	f	kryjówki	przed	30	19,70	20,55	9,52	1,74
sterlet	II	f	kryjówki	po	30	23,30	22,93	11,93	2,18
sterlet	II	d	zryw	przed	30	2,50	3,57	3,52	0,64
sterlet	II	d	zryw	po	30	1,00	3,03	3,64	0,67
sterlet	II	d	pętla	przed	30	2,00	2,63	2,09	0,38
sterlet	II	d	pętla	po	30	9,50	10,63	5,68	1,04
sterlet	II	d	bezruch	przed	30	3,00	4,90	5,59	1,02
sterlet	II	d	bezruch	po	30	4,50	6,93	7,52	1,37
sterlet	II	d	żerowanie	przed	30	0,00	0,73	1,05	0,19
sterlet	II	d	żerowanie	po	30	0,00	0,33	0,66	0,12
sterlet	II	d	otwarta	przed	30	133,20	138,18	14,13	2,58
sterlet	II	d	otwarta	po	30	131,10	128,53	17,60	3,21
sterlet	II	d	ściana	przed	30	19,45	21,07	8,75	1,60
sterlet	II	d	ściana	po	30	29,25	30,49	13,07	2,39
sterlet	II	d	kryjówki	przed	30	22,05	20,75	8,86	1,62
sterlet	II	d	kryjówki	po	30	22,70	20,98	11,14	2,03
sterlet	II	c	zryw	przed	30	1,50	2,63	3,41	0,62
sterlet	II	c	zryw	po	30	2,00	2,57	3,15	0,57
sterlet	II	c	pętla	przed	30	3,00	3,23	2,14	0,39
sterlet	II	c	pętla	po	30	13,00	12,57	4,72	0,86
sterlet	II	c	bezruch	przed	30	3,50	4,30	4,26	0,78
sterlet	II	c	bezruch	po	30	2,00	5,93	7,37	1,35
sterlet	II	c	żerowanie	przed	30	0,50	0,97	1,35	0,25
sterlet	II	c	żerowanie	po	30	0,00	0,23	0,57	0,10
sterlet	II	c	otwarta	przed	30	130,10	131,42	13,67	2,50
sterlet	II	c	otwarta	po	30	117,60	121,99	21,08	3,85
sterlet	II	c	ściana	przed	30	28,25	28,16	9,91	1,81
sterlet	II	c	ściana	po	30	35,50	36,88	16,38	2,99
sterlet	II	c	kryjówki	przed	30	21,50	20,42	9,12	1,67
sterlet	II	c	kryjówki	po	30	20,75	21,13	12,10	2,21
sterlet	II	e	zryw	przed	30	2,00	2,57	2,53	0,46
sterlet	II	e	zryw	po	30	2,00	2,17	1,97	0,36

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
sterlet	II	e	pęta	przed	30	3,00	3,23	2,80	0,51
sterlet	II	e	pęta	po	30	12,00	11,60	4,95	0,90
sterlet	II	e	bezruch	przed	30	3,50	5,00	5,07	0,92
sterlet	II	e	bezruch	po	30	4,50	6,57	7,97	1,46
sterlet	II	e	żerowanie	przed	30	0,00	0,43	0,50	0,09
sterlet	II	e	żerowanie	po	30	0,00	0,37	0,81	0,15
sterlet	II	e	otwarta	przed	30	129,30	128,32	14,23	2,60
sterlet	II	e	otwarta	po	30	120,30	117,69	23,16	4,23
sterlet	II	e	ściana	przed	30	29,05	26,73	10,21	1,86
sterlet	II	e	ściana	po	30	34,20	36,78	17,66	3,22
sterlet	II	e	kryjówki	przed	30	22,70	24,95	9,19	1,68
sterlet	II	e	kryjówki	po	30	25,05	25,53	15,91	2,90
sterlet	III	a	zryw	przed	30	3,00	3,57	2,97	0,54
sterlet	III	a	zryw	po	30	2,50	3,07	2,80	0,51
sterlet	III	a	pęta	przed	30	3,00	3,17	2,77	0,51
sterlet	III	a	pęta	po	30	2,50	3,57	3,82	0,70
sterlet	III	a	bezruch	przed	30	1,50	3,90	4,52	0,83
sterlet	III	a	bezruch	po	30	2,50	3,87	4,46	0,81
sterlet	III	a	żerowanie	przed	30	1,00	0,97	1,07	0,19
sterlet	III	a	żerowanie	po	30	0,00	0,63	0,96	0,18
sterlet	III	a	otwarta	przed	30	134,25	137,06	17,18	3,14
sterlet	III	a	otwarta	po	30	142,15	136,27	24,49	4,47
sterlet	III	a	ściana	przed	30	29,35	29,44	10,88	1,99
sterlet	III	a	ściana	po	30	27,55	32,76	16,43	3,00
sterlet	III	a	kryjówki	przed	30	16,20	13,51	10,51	1,92
sterlet	III	a	kryjówki	po	30	5,25	10,97	13,07	2,39
sterlet	III	b	zryw	przed	30	0,00	3,43	4,62	0,84
sterlet	III	b	zryw	po	30	2,00	3,60	3,77	0,69
sterlet	III	b	pęta	przed	30	3,00	3,83	3,03	0,55
sterlet	III	b	pęta	po	30	12,00	12,97	6,08	1,11
sterlet	III	b	bezruch	przed	30	3,50	4,30	4,53	0,83
sterlet	III	b	bezruch	po	30	0,00	4,70	7,83	1,43
sterlet	III	b	żerowanie	przed	30	0,00	0,63	0,96	0,18
sterlet	III	b	żerowanie	po	30	1,00	0,80	1,00	0,18
sterlet	III	b	otwarta	przed	30	132,35	132,19	19,59	3,58
sterlet	III	b	otwarta	po	30	122,05	124,22	23,07	4,21
sterlet	III	b	ściana	przed	30	31,00	33,21	15,15	2,77
sterlet	III	b	ściana	po	30	42,55	45,01	22,06	4,03
sterlet	III	b	kryjówki	przed	30	15,05	14,60	10,48	1,91
sterlet	III	b	kryjówki	po	30	10,20	10,77	9,03	1,65
sterlet	III	f	zryw	przed	30	0,50	2,53	3,45	0,63
sterlet	III	f	zryw	po	30	1,00	2,70	3,46	0,63
sterlet	III	f	pęta	przed	30	3,00	3,27	2,52	0,46
sterlet	III	f	pęta	po	30	12,00	12,30	4,86	0,89
sterlet	III	f	bezruch	przed	30	5,00	4,87	4,39	0,80
sterlet	III	f	bezruch	po	30	2,50	4,83	5,57	1,02
sterlet	III	f	żerowanie	przed	30	0,50	0,83	1,05	0,19
sterlet	III	f	żerowanie	po	30	0,00	0,70	1,06	0,19
sterlet	III	f	otwarta	przed	30	135,95	135,53	16,41	3,00
sterlet	III	f	otwarta	po	30	129,30	126,84	17,67	3,23
sterlet	III	f	ściana	przed	30	31,55	32,48	13,83	2,53
sterlet	III	f	ściana	po	30	40,60	43,83	20,72	3,78
sterlet	III	f	kryjówki	przed	30	13,45	11,99	9,95	1,82
sterlet	III	f	kryjówki	po	30	4,35	9,33	11,90	2,17
sterlet	III	d	zryw	przed	30	0,00	2,07	3,34	0,61

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
sterlet	III	d	zryw	po	30	1,00	2,37	3,09	0,56
sterlet	III	d	pętla	przed	30	4,00	4,00	2,20	0,40
sterlet	III	d	pętla	po	30	13,50	13,23	5,55	1,01
sterlet	III	d	bezruch	przed	30	4,50	5,13	5,59	1,02
sterlet	III	d	bezruch	po	30	5,50	7,03	7,35	1,34
sterlet	III	d	żerowanie	przed	30	0,00	0,70	1,15	0,21
sterlet	III	d	żerowanie	po	30	0,50	0,97	1,22	0,22
sterlet	III	d	otwarta	przed	30	133,95	135,05	17,77	3,25
sterlet	III	d	otwarta	po	30	123,50	124,63	21,83	3,99
sterlet	III	d	ściana	przed	30	31,80	32,86	12,68	2,31
sterlet	III	d	ściana	po	30	44,80	44,15	17,66	3,22
sterlet	III	d	kryjówki	przed	30	14,90	12,08	10,91	1,99
sterlet	III	d	kryjówki	po	30	4,00	11,22	14,44	2,64
sterlet	III	c	zryw	przed	30	0,00	2,50	3,57	0,65
sterlet	III	c	zryw	po	30	1,00	2,43	3,64	0,66
sterlet	III	c	pętla	przed	30	2,00	3,17	2,82	0,51
sterlet	III	c	pętla	po	30	11,00	10,87	5,54	1,01
sterlet	III	c	bezruch	przed	30	4,00	5,03	5,08	0,93
sterlet	III	c	bezruch	po	30	3,50	6,73	8,55	1,56
sterlet	III	c	żerowanie	przed	30	1,00	0,80	0,96	0,18
sterlet	III	c	żerowanie	po	30	0,00	0,47	0,68	0,12
sterlet	III	c	otwarta	przed	30	146,70	143,50	17,06	3,11
sterlet	III	c	otwarta	po	30	129,95	128,48	17,70	3,23
sterlet	III	c	ściana	przed	30	28,80	28,50	13,47	2,46
sterlet	III	c	ściana	po	30	44,35	43,67	15,60	2,85
sterlet	III	c	kryjówki	przed	30	0,00	8,00	11,04	2,02
sterlet	III	c	kryjówki	po	30	0,80	7,85	11,31	2,06
sterlet	III	e	zryw	przed	30	3,00	3,40	3,89	0,71
sterlet	III	e	zryw	po	30	2,00	3,37	3,87	0,71
sterlet	III	e	pętla	przed	30	3,00	3,40	2,46	0,45
sterlet	III	e	pętla	po	30	10,50	10,63	5,46	1,00
sterlet	III	e	bezruch	przed	30	1,00	3,10	3,79	0,69
sterlet	III	e	bezruch	po	30	3,50	5,37	6,02	1,10
sterlet	III	e	żerowanie	przed	30	0,00	0,53	0,73	0,13
sterlet	III	e	żerowanie	po	30	0,00	0,90	1,27	0,23
sterlet	III	e	otwarta	przed	30	135,60	137,73	18,05	3,29
sterlet	III	e	otwarta	po	30	131,65	126,88	25,69	4,69
sterlet	III	e	ściana	przed	30	27,30	28,34	13,74	2,51
sterlet	III	e	ściana	po	30	33,35	39,73	22,51	4,11
sterlet	III	e	kryjówki	przed	30	15,30	13,93	10,17	1,86
sterlet	III	e	kryjówki	po	30	14,25	13,39	11,20	2,04
sterlet	IV	a	zryw	przed	30	1,00	3,37	4,25	0,78
sterlet	IV	a	zryw	po	30	2,00	3,33	3,68	0,67
sterlet	IV	a	pętla	przed	30	2,00	2,80	2,51	0,46
sterlet	IV	a	pętla	po	30	3,00	3,07	2,39	0,44
sterlet	IV	a	bezruch	przed	30	3,00	4,37	4,76	0,87
sterlet	IV	a	bezruch	po	30	1,00	5,67	7,10	1,30
sterlet	IV	a	żerowanie	przed	30	1,00	1,00	1,23	0,22
sterlet	IV	a	żerowanie	po	30	1,00	0,93	1,01	0,19
sterlet	IV	a	otwarta	przed	30	144,35	140,94	15,86	2,90
sterlet	IV	a	otwarta	po	30	140,70	141,63	23,77	4,34
sterlet	IV	a	ściana	przed	30	29,15	28,00	11,71	2,14
sterlet	IV	a	ściana	po	30	24,95	26,20	15,43	2,82
sterlet	IV	a	kryjówki	przed	30	9,10	11,06	10,17	1,86
sterlet	IV	a	kryjówki	po	30	6,20	12,17	13,71	2,50

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
sterlet	IV	b	zryw	przed	30	1,00	2,20	3,00	0,55
sterlet	IV	b	zryw	po	30	2,00	2,57	3,13	0,57
sterlet	IV	b	pętla	przed	30	3,00	3,20	2,62	0,48
sterlet	IV	b	pętla	po	30	10,00	10,63	5,68	1,04
sterlet	IV	b	bezruch	przed	30	4,00	4,77	4,52	0,82
sterlet	IV	b	bezruch	po	30	3,00	6,07	7,08	1,29
sterlet	IV	b	żerowanie	przed	30	0,00	0,43	0,82	0,15
sterlet	IV	b	żerowanie	po	30	0,00	0,57	0,77	0,14
sterlet	IV	b	otwarta	przed	30	143,70	141,24	17,14	3,13
sterlet	IV	b	otwarta	po	30	123,90	128,98	21,54	3,93
sterlet	IV	b	ściana	przed	30	32,65	30,90	13,85	2,53
sterlet	IV	b	ściana	po	30	43,15	39,11	18,89	3,45
sterlet	IV	b	kryjówki	przed	30	4,70	7,86	9,50	1,73
sterlet	IV	b	kryjówki	po	30	6,00	11,91	14,03	2,56
sterlet	IV	f	zryw	przed	30	1,50	2,63	3,31	0,60
sterlet	IV	f	zryw	po	30	2,50	3,33	3,15	0,58
sterlet	IV	f	pętla	przed	30	2,00	2,50	2,49	0,45
sterlet	IV	f	pętla	po	30	9,00	10,10	6,11	1,12
sterlet	IV	f	bezruch	przed	30	2,50	3,47	4,03	0,74
sterlet	IV	f	bezruch	po	30	2,00	5,97	6,79	1,24
sterlet	IV	f	żerowanie	przed	30	0,00	0,57	0,77	0,14
sterlet	IV	f	żerowanie	po	30	1,00	1,03	1,27	0,23
sterlet	IV	f	otwarta	przed	30	132,55	132,66	16,94	3,09
sterlet	IV	f	otwarta	po	30	121,20	118,13	21,76	3,97
sterlet	IV	f	ściana	przed	30	33,10	31,49	13,21	2,41
sterlet	IV	f	ściana	po	30	45,35	45,89	17,41	3,18
sterlet	IV	f	kryjówki	przed	30	17,80	15,86	10,99	2,01
sterlet	IV	f	kryjówki	po	30	14,15	15,98	12,00	2,19
sterlet	IV	d	zryw	przed	30	2,00	3,13	3,76	0,69
sterlet	IV	d	zryw	po	30	2,00	3,03	3,38	0,62
sterlet	IV	d	pętla	przed	30	2,00	2,67	2,01	0,37
sterlet	IV	d	pętla	po	30	11,50	11,07	5,69	1,04
sterlet	IV	d	bezruch	przed	30	4,00	4,03	3,80	0,69
sterlet	IV	d	bezruch	po	30	0,50	4,70	6,53	1,19
sterlet	IV	d	żerowanie	przed	30	0,00	0,67	0,84	0,15
sterlet	IV	d	żerowanie	po	30	1,00	0,90	1,09	0,20
sterlet	IV	d	otwarta	przed	30	140,75	139,66	15,93	2,91
sterlet	IV	d	otwarta	po	30	125,35	126,77	20,55	3,75
sterlet	IV	d	ściana	przed	30	27,95	28,70	12,24	2,23
sterlet	IV	d	ściana	po	30	43,05	41,72	18,62	3,40
sterlet	IV	d	kryjówki	przed	30	11,60	11,64	10,00	1,83
sterlet	IV	d	kryjówki	po	30	10,55	11,51	10,61	1,94
sterlet	IV	c	zryw	przed	30	1,00	2,23	2,86	0,52
sterlet	IV	c	zryw	po	30	1,00	2,30	2,93	0,53
sterlet	IV	c	pętla	przed	30	2,00	2,93	2,99	0,55
sterlet	IV	c	pętla	po	30	11,00	11,53	5,68	1,04
sterlet	IV	c	bezruch	przed	30	3,00	3,57	3,76	0,69
sterlet	IV	c	bezruch	po	30	0,00	4,30	6,19	1,13
sterlet	IV	c	żerowanie	przed	30	0,00	0,53	0,78	0,14
sterlet	IV	c	żerowanie	po	30	0,00	0,67	0,88	0,16
sterlet	IV	c	otwarta	przed	30	138,55	136,71	14,50	2,65
sterlet	IV	c	otwarta	po	30	130,25	124,52	22,38	4,09
sterlet	IV	c	ściana	przed	30	30,85	28,16	9,73	1,78
sterlet	IV	c	ściana	po	30	38,30	40,35	18,08	3,30
sterlet	IV	c	kryjówki	przed	30	14,40	15,13	11,36	2,07

Gatunek	Warunki	Stymulant	Aktywność	Pomiar	N	Me	M	SD	SE
sterlet	IV	c	kryjówki	po	30	13,65	15,13	14,19	2,59
sterlet	IV	e	zryw	przed	30	1,00	2,50	3,37	0,62
sterlet	IV	e	zryw	po	30	2,00	2,27	2,66	0,49
sterlet	IV	e	pętla	przed	30	3,00	3,90	3,29	0,60
sterlet	IV	e	pętla	po	30	13,50	12,50	6,83	1,25
sterlet	IV	e	bezruch	przed	30	0,00	3,53	4,95	0,90
sterlet	IV	e	bezruch	po	30	7,50	8,03	6,90	1,26
sterlet	IV	e	żerowanie	przed	30	0,00	0,80	1,16	0,21
sterlet	IV	e	żerowanie	po	30	1,00	1,00	1,29	0,23
sterlet	IV	e	otwarta	przed	30	138,75	140,26	18,03	3,29
sterlet	IV	e	otwarta	po	30	130,05	128,06	25,94	4,74
sterlet	IV	e	ściana	przed	30	27,65	28,06	13,61	2,48
sterlet	IV	e	ściana	po	30	39,95	39,44	17,74	3,24
sterlet	IV	e	kryjówki	przed	30	15,45	11,68	11,36	2,07
sterlet	IV	e	kryjówki	po	30	11,00	12,50	12,87	2,35

Wykaz tabel

Tabela 1 Sekwencja doboru stymulantów zapachowych do testów behawioralnych	15
Tabela 2 Schemat badanych kombinacji grup i stymulantów oraz liczby prób i liczby osobników w próbie i kombinacji.....	21
Tabela 3 Zaszeregowanie liczby i czasu aktywności larw zarejestrowanych w podczas prób behawioralnych do rang na potrzeby modeli mieszanych łączą skumulowanego	23

Wykaz rysunków

Rysunek 1: Wariant II podchowu jesiotra ostronosego. Basen podchowowy wzbogacony w struktury przestrzenne z kształtek PVC.....	18
Rysunek 2: Basen doświadczalny z ujęcia kamery badawczej z nałożonym schematem stref. Schemat stref, w których notowano obecność larw wyznaczono z uwzględnieniem dystorsji soczewki kamery.....	19
Rysunek 3: Przeżywalność jesiotra ostronosego i sterleta w czasie trwania podchowu eksperymentalnego.....	25
Rysunek 4: Długość i masa larw jesiotra ostronosego i sterleta 38 dni po zapłodnieniu we wszystkich wariantach podchowu.....	26
Rysunek 5: Porównanie czasu pobytu w strefie otwartej, przy ścianie i w strefie z kryjówkami przed stymulacją dla larw obu gatunków.....	28
Rysunek 6: Porównanie aktywności "zryw", „pętla”, „bezruch”, „żerowanie” przed stymulacją dla larw obu gatunków.....	29
Rysunek 7: Porównanie aktywności "zryw" przed i po stymulacji dla larw jesiotra ostronosego we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	31
Rysunek 8: Porównanie aktywności "zryw" przed i po stymulacji dla larw sterleta we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	32
Rysunek 9: Porównanie aktywności "petla" przed i po stymulacji dla larw sterleta we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	34
Rysunek 10: Porównanie aktywności "petla" przed i po stymulacji dla larw jesiotra ostronosego we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	35
Rysunek 11: Porównanie aktywności "bezruch" przed i po stymulacji dla larw sterleta we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	36
Rysunek 12: Porównanie aktywności "bezruch" przed i po stymulacji dla larw jesiotra ostronosego we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	37
Rysunek 13: Porównanie liczby prób podjęcia pokarmu przed i po stymulacji dla larw jesiotra ostronosego we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	38
Rysunek 14: Porównanie liczby prób podjęcia pokarmu przed i po stymulacji dla larw sterleta we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	39

Rysunek 15: Porównanie czasu pobytu w strefie „z kryjówkami” przed i po stymulacji dla larw jesiotra ostronosego we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	41
Rysunek 16: Porównanie czasu pobytu w strefie „z kryjówkami” przed i po stymulacji dla larw sterleta we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	42
Rysunek 17: Porównanie czasu pobytu w strefie „otwartej” przed i po stymulacji dla larw jesiotra ostronosego we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	43
Rysunek 18: Porównanie czasu pobytu w strefie „otwartej” przed i po stymulacji dla larw sterleta we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	44
Rysunek 19: Porównanie czasu pobytu w strefie „przy ścianie” przed i po stymulacji dla larw jesiotra ostronosego we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	46
Rysunek 20: Porównanie czasu pobytu w strefie „przy ścianie” przed i po stymulacji dla larw sterleta we wszystkich wariantach doświadczalnych.....	47
Rysunek 21: Kompleks uśrednionych reakcji na stymulanat zapachowy larw jesiotra ostronosego i sterleta.....	49