

"Utjecaj fotoperioda na biološke cikluse u slatkovodnom akvariju"

Šoletić, Jelena

Master's thesis / Diplomski rad

2019

Degree Grantor / Ustanova koja je dodijelila akademski / stručni stupanj: **University of Dubrovnik / Sveučilište u Dubrovniku**

Permanent link / Trajna poveznica: <https://um.nsk.hr/um:nbn:hr:155:369786>

Rights / Prava: [In copyright](#) / [Zaštićeno autorskim pravom.](#)

Download date / Datum preuzimanja: **2024-12-26**



SVEUČILIŠTE U DUBROVNIKU
UNIVERSITY OF DUBROVNIK

Repository / Repozitorij:

[Repository of the University of Dubrovnik](#)



zir.nsk.hr



DIGITALNI AKADEMSKI ARHIVI I REPOZITORIJ

SVEUČILIŠTE U DUBROVNIKU
ODJEL ZA AKVAKULTURU
DIPLOMSKI STUDIJ MARIKULTURA

Jelena Šoletić

Utjecaj fotoperioda na biološke cikluse u slatkovodnom akvariju

DIPLOMSKI RAD

Mentor:

doc. dr. sc. Marijana Pećarević

Dubrovnik, 2019.

Ovaj diplomski rad izrađen je pod stručnim vodstvom doc. dr. sc. Marijane Pećarević, u sklopu diplomskog studija Marikultura na Odjelu za akvakulturu Sveučilišta u Dubrovniku.

Sadržaj

| | |
|---|----|
| 1. Uvod | 1 |
| 1.1 Temperatura vode u akvariju | 2 |
| 1.2 Kisik i ugljikov dioksid u vodenom ekosustavu | 2 |
| 1.3 Ciklus kruženja dušika | 5 |
| 1.4 Fosfor u vodenom ekosustavu | 9 |
| 1.5 Svjetlost u vodenom ekosustavu | 10 |
| 1.5.1 Svjetlost u akvariju | 12 |
| 1.6 Održavanje kvalitete vode | 12 |
| 1.7 Svrha i ciljevi istraživanja | 14 |
| 2. Materijali i metode | 15 |
| 2.1 Akvarij | 15 |
| 2.2 Tijek eksperimenta | 18 |
| 2.3 Određivanje količine nutrijenata | 19 |
| 2.4 Određivanje koncentracije klorofila <i>a</i> | 19 |
| 2.5 Statistička analiza podataka | 19 |
| 3. Rezultati | 20 |
| 3.1 Vrijednosti abiotičkih čimbenika tijekom istraživanja | 20 |
| 3.2 Koncentracija nutrijenata | 24 |
| 3.3 Koncentracija klorofila <i>a</i> | 27 |
| 4. Rasprava | 28 |
| 5. Zaključak | 38 |
| 6. Literatura | 39 |

SAŽETAK

U ovom radu istraživana je utjecaj fotoperioda na biološke cikluse u akvariju. Istraživanje je podijeljeno na tri ciklusa s različitim trajanjem fotoperioda – ciklus s 12 sati svjetla (F12), ciklus s 8 sati svjetla (F8) te ciklus sa 16 sati svjetla (F16). Praćene su promjene abiotičkih čimbenika – temperature, pH, koncentracije i zasićenosti kisikom te koncentracije nutrijenata – ukupnog amonijakalnog dušika, nitritnog dušika, nitratnog dušika i fosfata. Uz to praćena je i koncentracija klorofila *a*. Statistički značajna razlika između uzoraka iz različitih ciklusa zabilježena je u vrijednostima temperature, pH i otopljenog kisika. Pri tome su najveće zabilježene vrijednosti temperature i otopljenog kisika bile u ciklusu F16. Vrijednost pH bila je najveća u ciklusu F12, kao i koncentracija klorofila *a*. S obzirom da između ciklusa nije bilo velike razlike u koncentraciji nutrijenata, može se zaključiti da fotoperiod ima utjecaj samo na količinu kisika u akvariju, pa je prema tome za uštedu energije dovoljan i fotoperiod od 8 sati svjetla.

Ključne riječi: akvarij / fotoperiod / nutrijenti / klorofil *a*

SUMMARY

The influence of photoperiod on biological cycles in an aquarium was investigated in this paper. The research was divided into three cycles with different duration of the photoperiod - the cycle with 12 hours of light (F12), the cycle with 8 hours of light (F8) and the cycle with 16 hours of light (F16). Changes in abiotic factors - temperature, pH, concentration and oxygen saturation, and nutrient concentrations - total ammonia nitrogen, nitrite nitrogen, nitrate nitrogen, and phosphate were monitored. In addition, the concentration of chlorophyll *a* was monitored. A statistically significant difference between samples from different cycles was observed in the values of temperature, pH, and dissolved oxygen. The highest recorded values of temperature and dissolved oxygen were in cycle F16. The pH value was the highest in cycle F12, as was the concentration of chlorophyll *a*. Given that there was no significant difference in nutrient concentration between cycles, it can be concluded that photoperiod has an effect only on the amount of oxygen in the aquarium, and therefore, in order to save energy photoperiod of 8 hours of light is sufficient.

Keywords: Aquarium / Photoperiod / Nutrients / Chlorophyll *a*

1. Uvod

Najraniji poznati akvaristi bili su Sumerani i Egipćani, koji su prije 2500 pr.n.e. godina držali ribu u umjetnim bazenima. Kinezi su još 1000 godina pr.n.e. uzgajali šarane za hranu. Selektivni uzgoj zlatne ribice počeo je u Kini te je zatim prenesen u Japan gdje je usavršen uzgoj ukrasnog šarana. Prvi morski akvaristi bili su stari Rimljani koji su ribu uzgajali za hranu, ali i za zabavu. Konstruirali su bazene koje su opskrbljivali svježom morskom vodom. Tijekom 18. stoljeća zlatne ribice držale su se u staklenim posudama. Prava akvaristika se pojavljuje tek nakon što je postao poznat odnos između kisika, životinja i biljaka u 19. stoljeću (Augustyn, 2018).

Akvariji se mogu podijeliti na slatkovodne i morske (Hagen, 2006). Slatkovodni akvariji dalje se mogu podijeliti prema temperaturi vode na hladnovodne i toplovodne (ili tropske) akvarije. Također, mogu se dijeliti prema stilu (nizozemski, prirodni, divlji, itd.) i biotopu (azijski, afrički, američki, australski, itd.) (Hyman, 2000). Biotopni akvariji simuliraju specifičnosti geografskih regija, npr. afrička jezera, amazonski tamnovodni biotop itd. (Hyman, 2000). U većini akvarija omjer živih organizama i volumena vode puno je veći nego u prirodi (Hagen, 2006).

Kod biranja posude akvarija, bez obzira na veličinu, treba obratiti pozornost na materijale od kojih je izrađen. Mnogi materijali, kao što su plastika i ljepila, možda nisu toksični za ljude, ali jesu toksični za akvatične životinje (Augustyn, 2018). Staklo je najsigurniji materijal za izradu akvarija, ali upotrebljava se i akrilno staklo koje uglavnom nije toksično. Od ostalih materijala koriste se stakloplastika i beton. Stakloplastika se uglavnom koristi za izradu dekorativne pozadine, ali i za izradu samog spremnika, lagana je, jaka i ne propada te se lako oblikuje. Kao ljepilo se uglavnom koriste silikonska guma i epoksidna smola. Drvo je podložno truljenju pa se mora zaštititi kad se koristi u akvaristici, a od metala se koristi nehrđajući čelik (Augustyn, 2018).

1.1 Temperatura vode u akvariju

Temperatura je važan čimbenik u akvariju. Regulira rast životinja i biljaka te utječe na zasićenost kisikom (Hyman, 2000). Također utječe na rast i aktivnost bakterija i alga (White i sur., 1991). Uz to, temperatura je važan čimbenik za zdravlje riba. Nisu svi organizmi jednako osjetljivi na promjenu temperature. Male dnevne varijacije tijekom dana i noći nisu štetne. Naprotiv, čak su i poželjne jer se događaju i u prirodi. Na temperaturu mogu utjecati položaj akvarija, izvor svjetlosti, promjena velikog dijela vode te kvar opreme (Sharpe, 2018). Prema temperaturi vode organizme u akvariju dijelimo na hladnovodne i toplovodne (tropske). Optimalna temperatura za većinu hladnovodnih vrsta je ispod 21°C (Sharpe, 2018). Prosječna temperatura koja se preporučuje u toplovodnim, odnosno tropskim akvarijima je $25 \pm 2^\circ\text{C}$ (Hyman, 2000). Ribe uglavnom mogu podnijeti i veće varijacije temperature pa čak i unutar 24 sata, ali njihov je metabolizam dugoročno u opasnosti što može rezultirati smrću. Brze i velike promjene temperature uzrokuju stres (Hagen, 2006). K tome, niske temperature pogoduju razvoju nekih bolesti (Hyman, 2000). Kod izbora vrsta potrebno je obratiti pozornost na optimalni raspon temperature za svaku vrstu.

1.2 Kisik i ugljikov dioksid u vodenom ekosustavu

Kisik je potreban za disanje biljaka, životinja te bakterija, koje pretvaraju organsku tvar nastalu biološkim procesima životinja i biljaka u anorgansku (Hyman, 2000). Kisik u vodi je produkt difuzije iz zraka, aeracije vode miješanjem, te fotosinteze (Lomborg, 2003). S obzirom na to da su koncentracije plinova u zraku i vodi u ravnoteži, topljivost plinova ponajprije ovisi o tlaku zraka i temperaturi vode. Svi atmosferski plinovi su u ravnoteži s otopljenim plinovima u vodi. Koncentracije kisika i ugljičnog dioksida su od posebne važnosti za žive organizme u vodi. Topljivost plinova u vodi ovisi o parcijalnom tlaku zraka i smanjuje se pri padu tlaka i porastu temperature. Pri određivanju koncentracije otopljenih plinova u vodi stoga se obavezno navodi i temperatura, a koriste se i relativne vrijednosti, tj. odnos izmjerene koncentracije i maksimalne koncentracije pri danoj temperaturi. Rastom temperature vode smanjuje se topljivost plinova, pa tako i kisika, tj. u hladnijoj

vodi je mogućnost otapanja kisika veća. Na primjer pri temperaturi od 25°C ima 18% manje kisika nego pri temperaturi 15°C (Hyman, 2000). Zasićenost kisikom se računa kao postotak koncentracije otopljenog kisika u odnosu na maksimalnu moguću zasićenost na toj temperaturi i dubini. Kako se temperatura povećava smanjuje se koncentracija na 100% zasićenosti (Lomborg, 2003).

Ribe i drugi vodeni organizmi ne mogu izdvajati kisik iz molekule vode ili drugih molekula koje sadrže kisik. Samo zelene biljke i neke bakterije to mogu prilikom fotosinteze i drugih sličnih procesa (Lomborg, 2003). Ukoliko u vodi ima puno bakterija i akvatičnih organizama može doći do stvaranja hipoksičnih ili anoksičnih uvjeta. Ovaj efekt je izraženiji ako je temperatura vode viša. Do smanjenja koncentracije otopljenog kisika u može doći i zbog ispiranja s kopna, što je posebno izraženo u područjima s velikom industrijskom i poljoprivrednom proizvodnjom. U ovim uvjetima dolazi do povećanja abundancije vodenih biljaka i fitoplanktona (Lomborg, 2003). Zbog nepovoljnih vremenskih uvjeta, kao što su kraće trajanje dana u zimskim mjesecima, oblačno vrijeme i sl., može se dogoditi da biljke potroše velike količine kisika. Nakon ugibanja biljaka dolazi do razmnožavanja bakterija koje, opet, koriste kisik za razgradnju organske tvari (Lomborg, 2003).

Koliko je kisika potrebno akvatičnim životinjama ovisi o vrsti, uzrastu, starosti, te temperaturi vode, zagađivačima itd. Mnoge studije ukazuju da minimalna koncentracija kisika, koja može podržati veliku i raznoliku riblju populaciju, iznosi 4-5 mgL⁻¹ (Lomborg, 2003).

Ugljikov dioksid produkt je disanja riba, biljaka i bakterija. Veoma je dobro topljiv u vodi u usporedbi s druga dva najvažnija plina – kisikom i dušikom (Hagen, 2006). Odnos otopljenog ugljikovog dioksida i kisika u vodi jako je bitan budući da direktno utječu na kemiju vode (pH, tvrdoću) (Hyman, 2000). Ugljikov dioksid i kisik su uključeni u osnovne biološke procese, kao što su fotosinteza i stanično disanje (Hagen, 2006). Izmjena ovih plinova događa se na površini vode. Kao i kod drugih plinova, topljivost ugljikovog dioksida opada porastom temperature. Koncentracija kisika manja je u vodi nego u zraku te kisik ulazi u vodu, dok je koncentracija ugljikovog dioksida veća u vodi nego u zraku te on izlazi iz vode. Ovaj proces izmjene plinova može se ubrzati miješanjem površinske vode (Hagen, 2006). Aeracija je

proces koji se događa na površini vode. Jačim miješanjem postiže se jača izmjena plinova (Hagen, 2006). U akvarijima s biljkama proces aeracije treba biti što manji kako se ne bi uklonio sav ugljikov dioksid koji je potreban biljkama.

U biljnim se akvarijima ugljikov dioksid dodaje u čistom obliku preko CO₂ reaktora ili iz CO₂ plinskih boca, te tableta koje se otapaju u vodi (LeVasseur, 2009). CO₂ reaktori rade na principu jednostavne reakcije kvasca, šećera i vode, pri čemu nastaje alkohol etanol i ugljikov dioksid (LeVasseur, 2009). U zajedničkim akvarijima s ribama dodavanje ugljikovog dioksida uglavnom nije potrebno jer CO₂ nastaje kao nusprodukt staničnog disanja te je potrebno postići koncentraciju koja odgovara i životinjama i biljkama. U ribljim akvarijima bez vegetacije CO₂ se odstranjuje dodatnom aeracijom, odnosno miješanjem vode.

Varijacije pH su uglavnom rezultat bioloških procesa: ugljikov dioksid koji proizvode živa bića zakiseljuje vodu preko noći uzrokujući blagi pad pH. Nakon što biljke apsorbiraju ugljikov dioksid preko dana, pH opet raste (Hyman, 2000). Ukoliko su promjene pH velike to može upozoravati na neke probleme u akvariju.

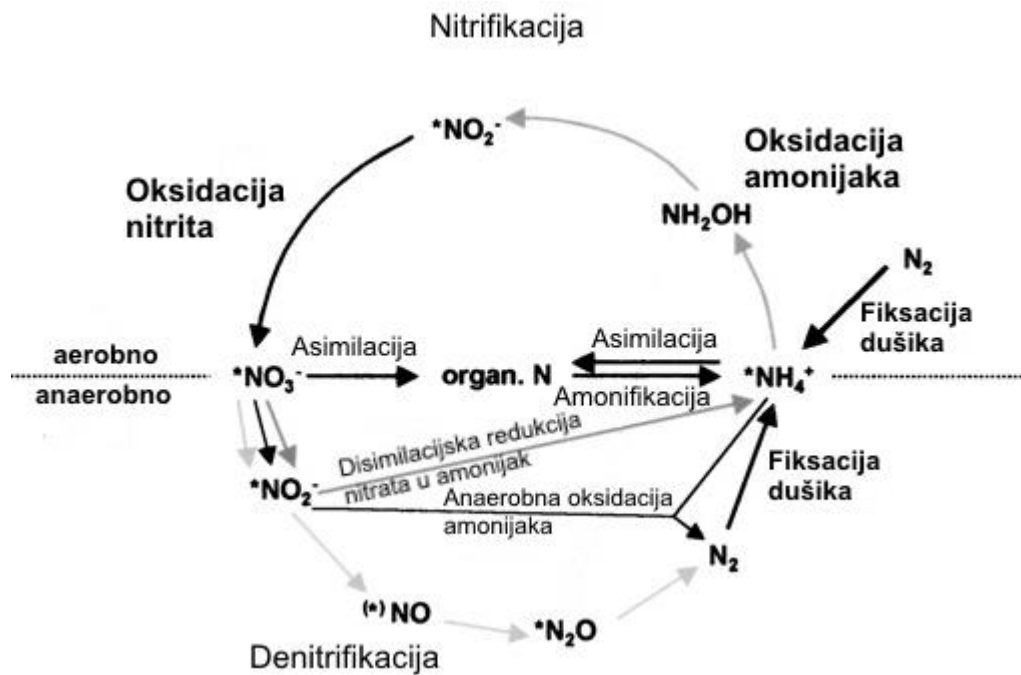
1.3 Ciklus kruženja dušika

Ciklus kruženja dušika je biogeokemijski ciklus u kojemu se dušik pretvara u nekoliko kemijskih spojeva dok kruži kroz atmosferu, kopneni i vodeni ekosustav (Carroll i Salt, 2004). Dušik je komponenta molekula koje u vodu dospijevaju ekskrecijom riba i preko škruga. Te molekule pretvaraju se u amonijak (NH_3) koji otapanjem u vodi prelazi u amonijev ion ($\text{NH}_3 + \text{H}^+ \rightarrow \text{NH}_4^+$), a oba ova spoja su toksična za životinje (Hyman, 2000). Pretvorba dušika može biti biološki i fizikalni proces (Carroll i Salt, 2004). Važni procesi u ciklusu kruženja dušik uključuju fiksaciju, amonifikaciju, nitrifikaciju i denitrifikaciju. Dušik čini 78% Zemljine atmosfere, međutim atmosferski dušik nije lako dostupan za biološku uporabu, što dovodi do nestašice iskoristivog dušika u mnogim ekosustavima (Carroll i Salt, 2004). Ciklus kruženja dušika je važan u ekologiji jer dostupnost dušika utječe na ključne procese u ekosustavima uključujući primarnu proizvodnju i razgradnju (Galloway i sur., 2004).

Ciklus kruženja dušika je važan proces u vodenom okolišu. Dušik u vodu dolazi putem padalina, dolaznih voda, ispiranjem s kopna, kao atmosferski dušik, te denitrifikacijom nitrata i nitrita od strane mikroorganizama. Fitoplankton ga ne može koristiti u obliku atmosferskog dušika, te prvo mora proći kroz fiksaciju, koju uglavnom obavljaju cijanobakterije (Miller, 2009). Fitoplankton treba dušik u biološki iskoristivom obliku za početnu sintezu organske tvari.

Amonijak je toksični produkt metabolizma koji u vodu dospijeva ekskrecijom riba i drugih akvatičnih organizama (Sauder i sur., 2011). Njegova toksičnost predstavlja prijetnju u zatvorenim sustavima, kao što su akvakulturni sustavi i akvariji, u kojima koncentracija brzo postaje letalna ukoliko nema nitrifikacije. Amonijak se u vodi nalazi u dva oblika, NH_3 i NH_4^+ , koji zajedno čine ukupni amonijakalni dušik (UAN), te njihov zbroj ne smije biti veći od $0,4 \text{ mgL}^{-1}$ (Hyman, 2000). Odnos koncentracija slobodnog i ioniziranog amonijaka ovisi o pH, temperaturi i salinitetu. Slobodni neionizirani oblik, NH_3 , u vodi se nalazi pri pH višem od 7 i rijetko prelazi 10% ukupnog amonijaka (Hyman, 2000). Ionizirani amonijak, NH_4^+ , manje je toksičan te ga najviše ima pri nižem pH. Amonijak u obliku NH_3 je jako toksičan za ribe pa se

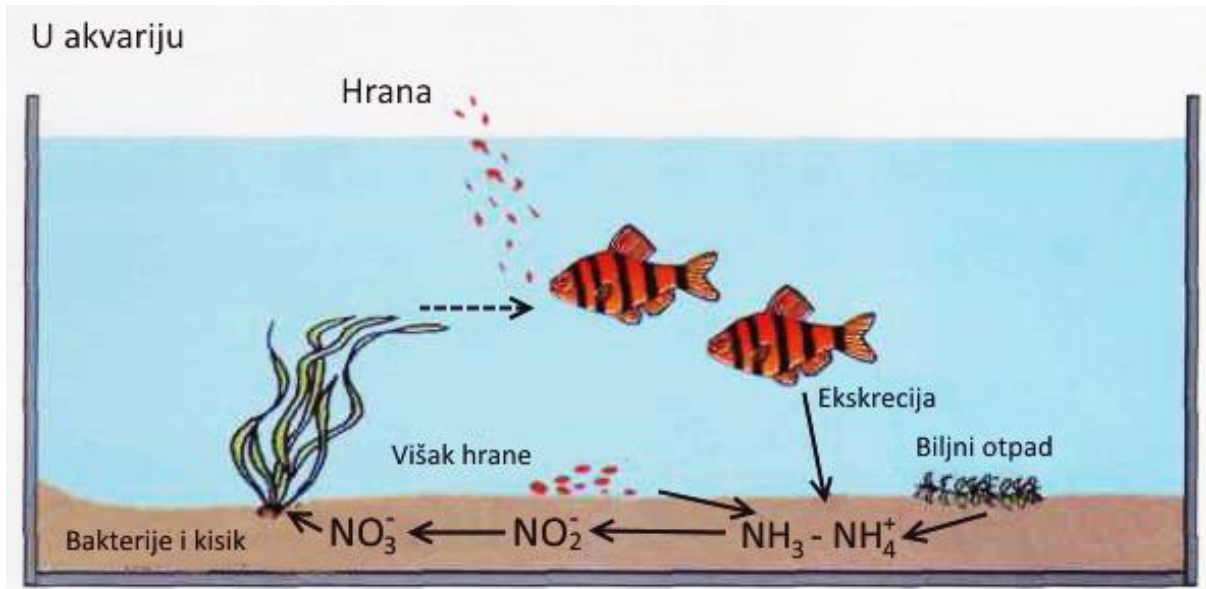
koncentracije koje prelaze $0,1 \text{ mgL}^{-1}$ povezuju sa stresom, bolestima te uginućima (Sauder i sur., 2011). Važna stavka u kruženju elemenata u prirodi su mikroorganizmi, tj. bakterije, a ključnu ulogu imaju i u dušikovom ciklusu (Slika 1). Sve reakcije osim asimilacije dušika odvijaju se uz pomoć mikroorganizama (Schramm, 2003). Nitrifikacija, odnosno oksidacija amonijaka u nitrat se odvija u dva koraka posredstvom nitrifikacijskih bakterija (Schramm, 2003). U aerobnim uvjetima nitrifikacijske bakterije iz rodova *Nitrosomonas*, *Nitrosococcus*, *Nitrosolobus* i *Nitrosovibrio* oksidiraju amonijak u nitrite koji su također toksični (Hagen, 2006; Hovanec i DeLong, 1996; Hovanec i sur., 1998). Nitrit se prirodno pojavljuje u slatkim vodama kao rezultat nitrifikacije amonijaka i denitrifikacije nitrata, a njegova koncentracija može biti povećana zbog oksidacije amonijevih spojeva. Nitrit je toksičan za kralježnjake, uključujući ribe, a njegov glavni negativni učinak je pretvorba hemoglobina u metahemoglobin koji ne može vezati i prenositi kisik (Eddy i Williams, 1987). Toksičnost nitrita odavno je prepoznata, no tek je u novije vrijeme počela privlačiti veću pozornost (Timmons i sur., 2001). Jedan od glavnih razloga za to je intenzivni uzgoj ribe u recirkulacijskim sustavima pri čemu je kontrola amonijevih spojeva u vodi ključna za preživljavanje uzgajanih organizama i uspješan uzgoj. U ovim sustavima nitrifikacijske bakterije u biofiltrima oksidiraju amonijak preko nitrita u nitrat, ali kada oksidacija nije potpuna dolazi do akumuliranja nitrita i mortaliteta (Eddy i Williams, 1987). U vodenoj otopini nitrit postoji u ravnoteži sa svojom konjugiranom kiselinom te je koncentracija svakog od spojeva određena s pH i temperaturom (Eddy i Williams, 1987).



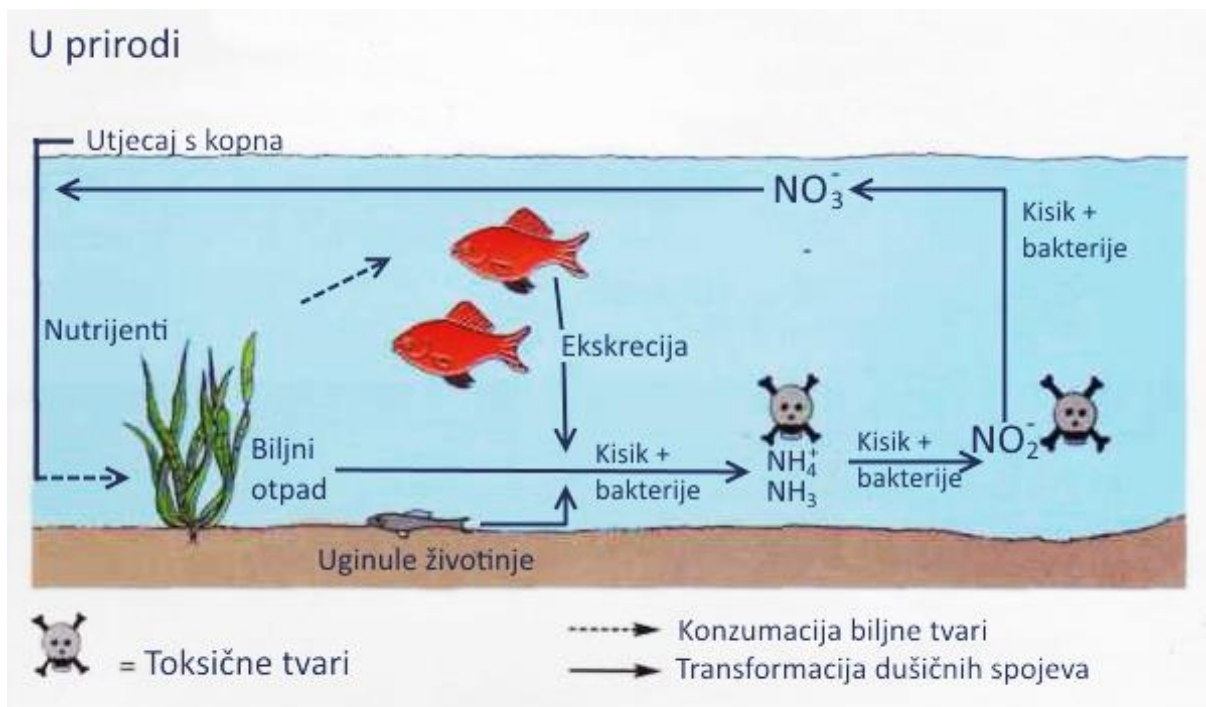
Slika 1. Ciklus kruženja dušika (prema: Schramm, 2003.)

Bakterije iz rodova *Nitrobacter*, *Nitrococcus*, *Nitrospira* i *Nitrospina* zatim oksidiraju nitrite u nitrate (Hovanec i DeLong, 1996), i dalje uz obavezno prisustvo kisika (Hagen, 2006). Nitrati su toksični za ribe, ali u puno manjoj mjeri, a korisni su za biljke koje ih mogu iskoristavati kao nutrijente (Timmons i sur., 2001). Sami nitrati imaju malu toksičnost te uzrokuju probleme samo kada se reduciraju u nitrite (Eddy i Williams, 1987). Dio nitrata se anaerobnim procesom denitrifikacije pretvara u atmosferski dušik. Sve ove pretvorbe amonijaka, preko nitrita i nitrata, do atmosferskog dušika dio su ciklusa kruženja dušika. Ovaj se proces odvija jednako u slatkoj i morskoj vodi. U morskim akvarijima uglavnom nema puno vegetacije pa se nitrati, krajnji produkt nitrifikacije, akumuliraju. U prirodi na ciklus kruženja dušika utječe i ispiranje s kopna (Slika 3). U akvariju nema utjecaja s kopna pa većina dušika dolazi hranjenjem riba, odnosno metabolizmom bjelančevina, ali i iz taloženja nepojedene hrane, te uginulih biljaka i životinja (Slika 2) (Hyman, 2000). Amonijak i nitrit često dostižu toksične razine nakon prvog postavljanja akvarija ili nakon nekog incidenta zbog kojeg se smanji broj nitrifikacijskih bakterija kao što su tretmani bolesti, održavanje filtera ili duži period bez struje (Hagen, 2006). Osim što treba pripaziti da akvarij nije prenapučen ribama, treba obratiti pozornost na količinu hrane koja se dodaje, a poželjno je i

zasaditi dovoljnu količinu biljaka kako bi se višak nitrata potrošio (Hyman, 2000). Ukoliko dođe do akumulacije hrane, organske tvari i nitrata, potrebna je djelomična ili potpuna izmjena vode.



Slika 3. Proces nitrifikacije u akvariju (prema: Hyman, 2000)



Slika 2. Proces nitrifikacije u prirodi (prema: Hyman, 2000)

1.4 Fosfor u vodenom ekosustavu

Fosfor je esencijalni element za sve životne oblike. Esencijalna je komponenta nukleidnih kiselina kao i mnogih posrednih metabolita kao što su šećerni fosfati i adenzin fosfati koji su sastavni dio metabolizma svih živih bića. Fosfor je jedan od limitirajućih faktora u proizvodnji fitoplanktona u jezerima umjerene klime i koristi se za procjenjivanje maksimalne biomase fitoplanktona (Currie i Kalff, 1984).

Fosfati potiču rast planktona i vodenog bilja koji su kasnije hrana za heterotrofne organizme, zooplankton, ribe, ljude te druge sisavce. U početku povećanje produktivnosti uzrokuje povećanje riblje populacije i ukupnu biološku raznolikost u sustavu. Međutim, ako u sustavu ima previše fosfata dolazi do hiperprodukcije koja onda može dovesti do neuravnoteženosti koncentracije nutrijenata (Oram, 2014). Povećane koncentracije fosfora mogu uzrokovati eutrofikaciju u slatkovodnim jezerima, akumulacijama, potocima i estuarijskim sustavima (Correl, 1998). Zbog eutrofikacije dolazi do pretjerane produktivnosti autotrofa, osobito alga i cijanobakterija. Visoka produktivnost dovodi do razvoja bakterijskih populacija, visoke stope disanja, što dalje dovodi do hipoksije i anoksije u manje turbulentnom pridnenom sloju vode te tijekom noći na površini vode (Correl, 1998). Kada fosfor dospije u akvatični okoliš, uglavnom je učinkovito reguliran kombinacijom biološke asimilacije i odlaganja u sediment. Ovo taloženje fosfora čini sustave jako osjetljivima na zagađenje većim količinama fosfora. Ukoliko je sustav oligotrofan, pridneni sloj ostaje oksigeniziran i većina fosfora se pohranjuje u sediment. Međutim, u eutrofnim sustavima, pridneni sloj je često anoksičan tijekom faze rasta alga te se tijekom noći može dogoditi da i u plitkoj vodi dođe do nestašice kisika. Kada se ovo dogodi većina fosfora iz sedimenta se otpušta u vodeni stupac (Correl, 1998).

1.5 Svjetlost u vodenom ekosustavu

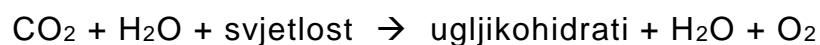
Svjetlost uključuje spoj vanjskih i ekoloških čimbenika uključujući spektar boja, intenzitet i fotoperiod (Kirk, 2011). Karakteristike svjetla vrlo su specifične u vodenom okolišu te je svjetlo vrlo varijabilan čimbenik u prirodi. Intenzitet, zračenje i raspodjela svjetla iznad razine vode ovise o visini sunca, ali bitan faktor je i raspršivanje i apsorpiranje svjetlosti na atmosferskim molekulama i česticama (Boeuf i Le Bail, 1999). Oko 10% svjetlosti se reflektira od površine vode. Sunčevo zračenje selektivno se apsorbira i raspršuje u gornjim slojevima vodenog okoliša (Boeuf i Le Bail, 1999; Kirk, 2011).

Ribe su osjetljive na svjetlo, a oči su im glavni svjetlosni receptorni organ. Međutim, kao i kod mnogih drugih kralježnjaka, pinealna žlijezda ima važnu ulogu (Boeuf i Le Bail, 1999). Pinealna žlijezda ili epifiza je žlijezda endokrinog sustava koja se nalazi u mozgu i luči hormon melatonin koji regulira budnost i spavanje te utječe i na spolni nagon, ponašanje i druge funkcije. Životinje uspostavljaju svoj dnevni ili sezonski ritam ovisno o periodičnosti svjetla. Ribe mogu biti aktivnije danju, a manje aktivne noću i obrnuto, međutim ponašanje može biti uvjetovano i drugim čimbenicima, kao što su temperatura i dostupnost kisika (Boeuf i Le Bail, 1999). Mnoge se ribe hrane danju, a noću odbijaju hranu i obrnuto. Na ovaj način svjetlost ima direktan utjecaj na metabolizam i rast riba (Boeuf i Le Bail, 1999). Osjetljivost riba na svjetlost ovisi o vrsti i uzrastu ribe. Skoro sve vrste zahtijevaju minimalni prag intenziteta svjetla kako bi se mogle normalno razvijati i rasti (Boeuf i Le Bail, 1999). Ovo je uglavnom povezano sa sposobnošću lociranja, hvatanja i gutanja plijena. Svjetlost je bitna i za razvoj pigmentacije. Preintenzivna svjetlost može dovesti do stresa te biti letalna (Boeuf i Le Bail, 1999).

Za rast biljaka potrebna je energija u obliku sunčeve radijacije (svjetlost), anorganski ugljik u obliku ugljikovog dioksida ili bikarbonatnog iona, mineralni nutrijenti te voda. Upravo su to limitirajući faktori za primarnu produkciju u vodenim ekosustavima, a faktor koji ima najekstremnije varijacije u vodenom mediju je upravo svjetlost (Kirk, 2011). Fotosinteza je proces koji se odvija u posebnim organelima biljnih stanica, kloroplastima. Kako bi se

koristila, svjetlost kod fotosintetskih organizama mora se prikupiti na fotosintetskim pigmentima. Fotosintetski organizmi imaju niz pigmenta od kojih je najvažniji klorofil (Agustí i sur., 1994). Mjerenje biomase alga važan je parametar u akvatičnim istraživanjima, a najčešće se procjenjuje iz određivanja koncentracije klorofila *a* (Sartory i Grobbelaar, 1984). Klorofil *a* je fotosintetski pigment prisutan kod svih primarnih producenata, pa tako i kod svih fitoplanktonskih vrsta uključujući i eukariotske alge i prokariotske cijanobakterije. Upravo se zato često koristi za određivanje biomase fitoplanktona. Većina metoda za određivanje koncentracije klorofila bazira se na ekstrakciji iz stanica korištenjem organskih otapala kao što su metanol, etanol i aceton. Koncentracija klorofila se određuje spektrofotometrijom, fluorometrijom ili kromatografijom (Gregor i Maršálek, 2004). Rast alga u zatvorenom sustavu, odnosno uzgoju, može se podijeliti na pet faza. Prva „Lag“ faza početni je period sporog rasta, druga „Lag“ faza period je brzog rasta, treća usporavanje rasta, četvrta mirovanje, te peta faza smrt (liza) (Farag i Price, 2013).

Tijekom fotosinteze svjetlosna se energija pretvara u kemijsku energiju. Generalno, reakcije fotosinteze dijele se na reakcije ovisne o svjetlu i reakcije neovisne o svjetlu. Prve ovise o intenzitetu svjetlosti i količini vode, dok su druge uglavnom enzimske reakcije i ovise o ugljikovom dioksidu i vodi (Shipunov, 2018). Tijekom reakcija ovisnih o svjetlu svjetlosna energija se pretvara u kisik i energiju koja se zatim koristi u reakcijama neovisnim o svjetlu pa nastaju ugljikohidrati. Najcjelovitija jednadžba fotosinteze je:



S obzirom na zahtjeve za svjetlosti, biljke se dijele na heliofile i scijafile. Heliofili zahtijevaju velike količine svjetlosti, dok scijafili preferiraju prigušeno svjetlo i sjenu (Shipunov, 2018).

Sunčevo se zračenje smanjuje povećanjem dubine vode, a također se primjetno mijenja i spektralna distribucija. Intenzitet i kvaliteta svjetla, pri istoj dubini, mogu drastično varirati ovisno o optičkim svojstvima vode (Kirk, 2011). Nadalje, u mnogo većoj mjeri od ostalih ograničavajućih čimbenika, dostupnost svjetlosti varira s vremenom: i to unutar dana - od tame do punog podnevnog Sunca, te tijekom godišnjih doba.

1.5.1 Svjetlost u akvariju

Biljkama je svjetlost potrebna zbog fotosinteze, ali prevelika količina svjetla može dovesti do razvoja neželjenih alga (Home Aquaria, 2013). Kod postavljanja akvarija treba paziti da nije izložen direktnom sunčevom svjetlu. Svjetlo može prouzročiti brzi rast alga na akvariju, biljkama i dekoraciji (Hagen, 2006). Sunčeva svjetlost najbolji je oblik svjetlosti za akvarije, ali se ne može kontrolirati intenzitet i trajanje pa se akvaristi okreću drugim izvorima (Hyman, 2000). Najčešći izvor svjetlosti u akvaristici su fluorescentne cijevi, metal-halidne lampe, te LED lampe (Home Aquaria, 2013). Preporuča se akvarij osvjetljivati 10 sati dnevno, sa gašenjem svjetla oko 21 sat. Na ovaj način akvarij prvo dobiva dnevno svjetlo pa zatim umjetno u jutarnjim satima, a u večernjim satima, nakon gašenja akvarijskog osvjetljenja, akvarij još kratko dobiva svjetlo iz prostorije u kojoj se nalazi (Hyman, 2000). Moguće je, ukoliko u akvariju ima više izvora svjetla, postupno paliti ili gasiti jedan po jedan izvor, kako bi se postigao efekt izlaska i zalaska sunca.

1.6 Održavanje kvalitete vode

Kvaliteta vode je glavni je čimbenik pri održavanju akvarija i organizama u njemu. Izvor vode mora biti nezagađen, bez klora i drugih aditiva koji se otklanjaju filterima s aktivnim ugljikom ili dodavanjem kemikalija. Filtracija vode mora osigurati otklanjanje metaboličkih produkata, te bistroću (Augustyn, 2018). Nakon postavljanja akvarija i uvođenja riba, kvaliteta vode može se naglo pogoršati. Ove promjene rezultat su bioloških aktivnosti živih bića – biljaka, životinja i beskralješnjaka – kao i raznih kemijskih reakcija koje se događaju u vodi i sedimentu. Na ovaj način voda postepeno postaje puna suspendiranih čestica – životinjskog izmeta, biljnog otpada te viška hrane (Hyman, 2000).

Postoje 3 vrste sustava: otvoreni, zatvoreni i poluzatvoreni. U otvorenim sustavima voda protječe akvarijem samo jednom. Ovakvi se sustavi koriste u velikim akvarijima gdje je potrebna velika količina vode kojoj je kvaliteta ista kao i u okolišu. Problem je ovih sustava kontrola temperature i cijena, a često je potrebna i dodatna filtracija. U zatvorenim sustavima voda se reciklira mehaničkom, biološkom i kemijskom filtracijom uz minimalno dodavanje nove vode. Poluzatvoreni sustavi su u suštini isti kao i zatvoreni, a jedina razlika je redovno izmjenjivanje dijela vode (Augustyn, 2018).

Mehanička filtracija najosnovnija je filtracija u akvariju, a uključuje odstranjivanje otpada u obliku čestica. Većina medija za biološke filtere u nekom obliku služe i kao mehanička filtracija (Hagen, 2006).

Kemijska filtracija služi za aktivnu kontrolu i promjenu specifičnih karakteristika vode. Uglavnom služi za razbistravanje, uklanjanje mirisa, klora ili lijekova nakon liječenja te neutralizaciju teških metala, a utječe na tvrdoću i pH. Korisna je samo kada su parametri vode poznati te se tada koriste specifični mediji kako bi se optimizirala kvaliteta vode za određene vrste riba i/ili biljaka (Hagen, 2006).

Biološka filtracija ključna je za uspješno funkcioniranje akvarija, a postiže se uz pomoć bakterija u procesu nitrifikacije. Biološki filter pospješuje ciklus dušika. Kako bi se amonijak oksidirao u nitrat, biofilteri su dizajnirani na način da pospješuju rast i aktivnost nitrifikacijskih bakterija (Hovanec i DeLong, 1996). Ovo se postiže velikom površinom filtera u kojemu se za punjenje koriste spužva, keramika, plastika i sl. te brzim protokom vode preko filtera (Sauder i sur., 2011). Bakterije koloniziraju podlogu i ukrase u akvariju, a oko 1% bakterija može se pronaći i u stupcu vode (Hyman, 2000). Hrane se dušičnim spojevima u vodi. Kod tek postavljenog akvarija proces bakterijske kolonizacije je dugotrajan te se preporuča uvođenje riba tek nakon 2-3 tjedna (Hyman, 2000). Ribe izlučuju toksične dušične spojeve u vodu. S obzirom da je akvarij zatvoreni sustav ti spojevi se lako akumuliraju i njihove koncentracije se brzo povećavaju.

1.7 Svrha i ciljevi istraživanja

S obzirom da je svjetlost u akvariju potrebna za rast biljaka, te ribama pri hranjenju, probavi i razmnožavanju, važan je dio akvaristike. Cilj ovog istraživanja je odrediti optimalni fotoperiod u akvariju te njegov utjecaj na količinu nutrijenata, klorofila i kisika. Akvarijsko osvjetljenje jedno je od glavnih trošila električne energije pa se prema tome postavlja pitanje koliko svjetla je dovoljno da zadovolji potrebe živih organizama.

2. Materijali i metode

2.1 Akvarij

Istraživanje je provedeno u akvariju Atman® AR - F510 zapremine 60 litara, dimenzija 30x40x50 cm (Slika 4 i Slika 5). Akvarij je bio naseljen biljnim vrstama roda *Cryptocoryne*, algom *Aegagropila linnaei*, te životinjskim vrstama *Pterophyllum scalare*, *Corydoras aeneus*, *Crossocheilus oblongus*, *Danio rerio* i *Danio rerio* var. *frankei*. U akvariju je ukupno obitavalo deset jedinki, od čega tri jedinke *D. rerio* var. *frankei*, po dvije jedinke *P. scalare*, *C. oblongus* i *D. rerio*, i jedna jedinka *C. aeneus*. Akvarij je u cirkulaciji od 2014. godine, a kao podloga korišten je gotovi supstrat „JBL ProfloraStart Set“ i kamenje granulacije 3-5 mm. U akvariju se nalazio grijač snage 30 W. Svjetlo akvarija je sastavljeno od 24 LED žarulje (5050SMD, frekvencije 50-60Hz) snage 6W u vodootpornoj cijevi dužine 48 cm.

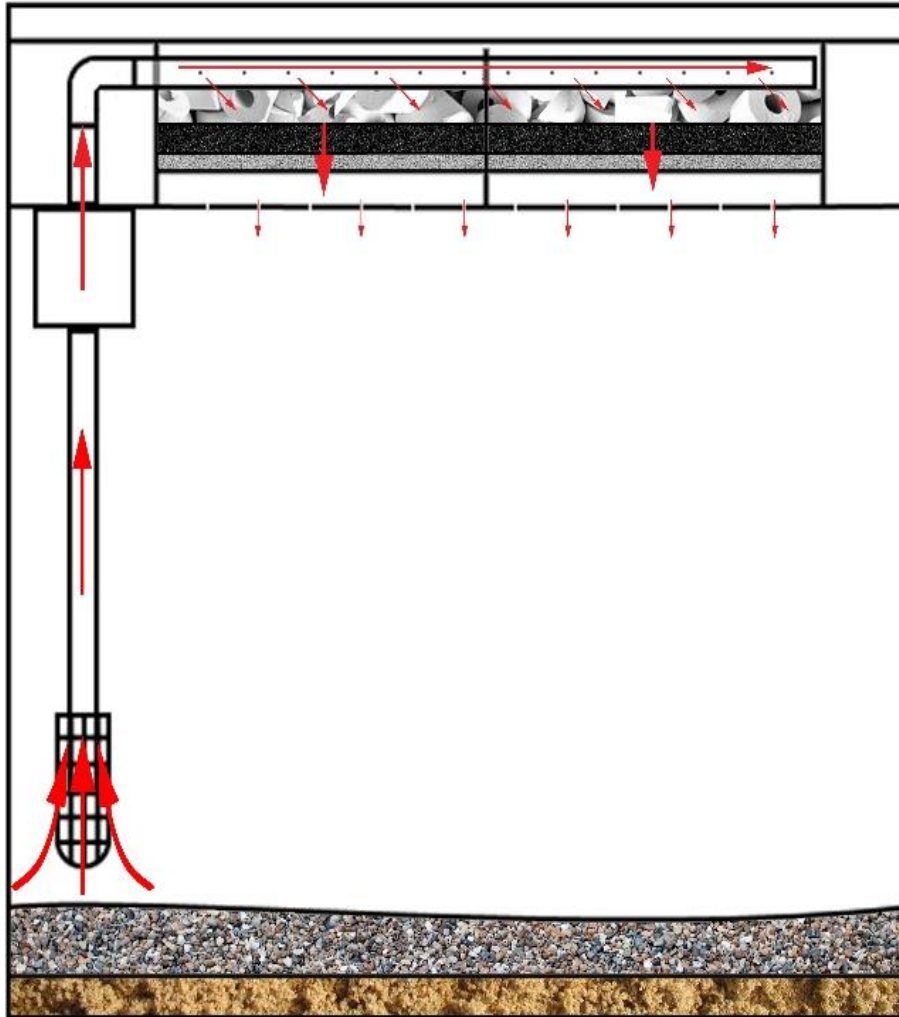


Slika 4. Akvarij Atman® AR - F510 (izvor: <https://media2.24aul.ru/imgs/5772a63f63d0d442f8839d12/akvarium-atman-ar-f510-80l-1-7774205.jpg>)



Slika 5. Akvarij s ribama i biljkama korišten u istraživanju

Akvarij je bio opremljen vanjskim filterom koji se nalazio u poklopcu, a voda iz filtera slobodno je padala u akvarij (Slika 6). Pumpa za vodu dovođila je vodu kroz cijev koja se zatim raspršivala preko filtera. Prvo punjenje u filteru bili su keramički valjci, koji su imali ulogu biofiltera. Nadalje, voda je u filteru prolazila kroz dva sloja spužve, odlazila u prazan odjeljak te se kroz rupe, kapajući, vraćala natrag u akvarij.



Slika 6. Shematski prikaz akvarija i protoka vode

2.2 Tijek eksperimenta

Istraživanje je provedeno u tri ciklusa od po 21 dan. U svakom ciklusu promijenjena je duljina trajanja osvjetljenja i to prema slijedećem rasporedu: prvi ciklus (F12) na svjetlosnom režimu 12 sati svjetla i 12 sati tame; drugi ciklus (F8) na svjetlosnom režimu 8 sati svjetla i 16 sati tame i treći ciklus (F16) na svjetlosnom režimu 16 sati svjetla i 8 sati tame. Prije svakog ciklusa akvarij je bio očišćen. Keramički valjci su lagano provučeni kroz vodu bez mehaničkog čišćenja, spužva sa većim porama je detaljno očišćena pod jakim mlazom vode, a spužva sa sitnim porama potpuno zamijenjena. Voda koja je isparila ili je oduzeta prilikom uzorkovanja u prethodnom ciklusu, zamijenjena je svježom. Akvarij je prije početka praćenja parametara ostavljen 10 dana u cirkulaciji na novom svjetlosnom režimu. Tijekom istraživanja su svaki dan očitavane vrijednosti temperature, zasićenosti kisikom (OxyGuard Handy Polaris, OxyGuard International A/S Birkerød, Danska) i pH (OxyGuard Handy pH, OxyGuard International A/S Birkerød, Danska). Svakih 5 dana uzorkovano je 0,5 l vode i filtrirano staklenim Whatman GF/F filterima (veličine pora 1.2 μm) (Tablica 1) za određivanje koncentracije nutrijenata. Filteri i uzorci vode su zaleđeni na -18°C do obrade, odnosno određivanja koncentracije klorofila *a*.

Tablica 1. Početak i kraj svakog ciklusa i termini uzorkovanja

| Ciklus | Početak | Kraj | Termini uzorkovanja vode |
|------------|-------------|-------------|--|
| <i>F12</i> | 02.12.2016. | 22.12.2016. | 02.12., 07.12., 12.12., 17.12., 22.12. |
| <i>F8</i> | 10.01.2017. | 30.01.2017. | 10.01., 15.01., 20.01., 25.01., 30.01. |
| <i>F16</i> | 04.03.2017. | 24.03.2017. | 04.03., 9.03., 14.03., 19.03., 24.03. |

2.3 Određivanje količine nutrijenata

Količina amonijaka, nitrata, nitrita i fosfata u uzorcima slatke vode određivana je standardnim spektrofotometrijskim metodama. Uz pomoć spektrofotometra SECOMAM Uvi Light PC 2 (Nova Analytics company, Ales, Francuska) metodom redukcije hidrazinom (Bower i Holm-Hansen, 1980a) je određena koncentracija nitratnog dušika, NO₃-N, diazotacijskom reakcijom koncentracija nitritnog dušika, NO₂-N (Strickland i Parsons, 1972), salicilat-hipokloritnom metodom koncentracija ukupnog amonijakalnog dušika, UAN (Bower i Holm-Hansen, 1980b) te metodom molibdenskog plavila koncentracija fosfatnog fosfora, PO₄-P (Strickland i Parsons, 1972).

2.4 Određivanje koncentracije klorofila

Uzorci za određivanje klorofila filtrirani su Whatman GF/F filterima (veličine pora 1.2 μm) nakon čega su homogenizirani te je pigment ekstrahiran u 90%-tnom acetonu tijekom 24 sata na sobnoj temperaturi (Holm-Hansen i sur., 1965). Koncentracija klorofila određena je fluorimetrijskom metodom (Strickland i Parsons, 1972) uz korištenje Turner TD-700 fluorimetra (Sunnyvale, CA) kalibriranog s čistim Chl-a (Sigma-Aldrich Corporation St. Louis, SAD).

2.5 Statistička analiza podataka

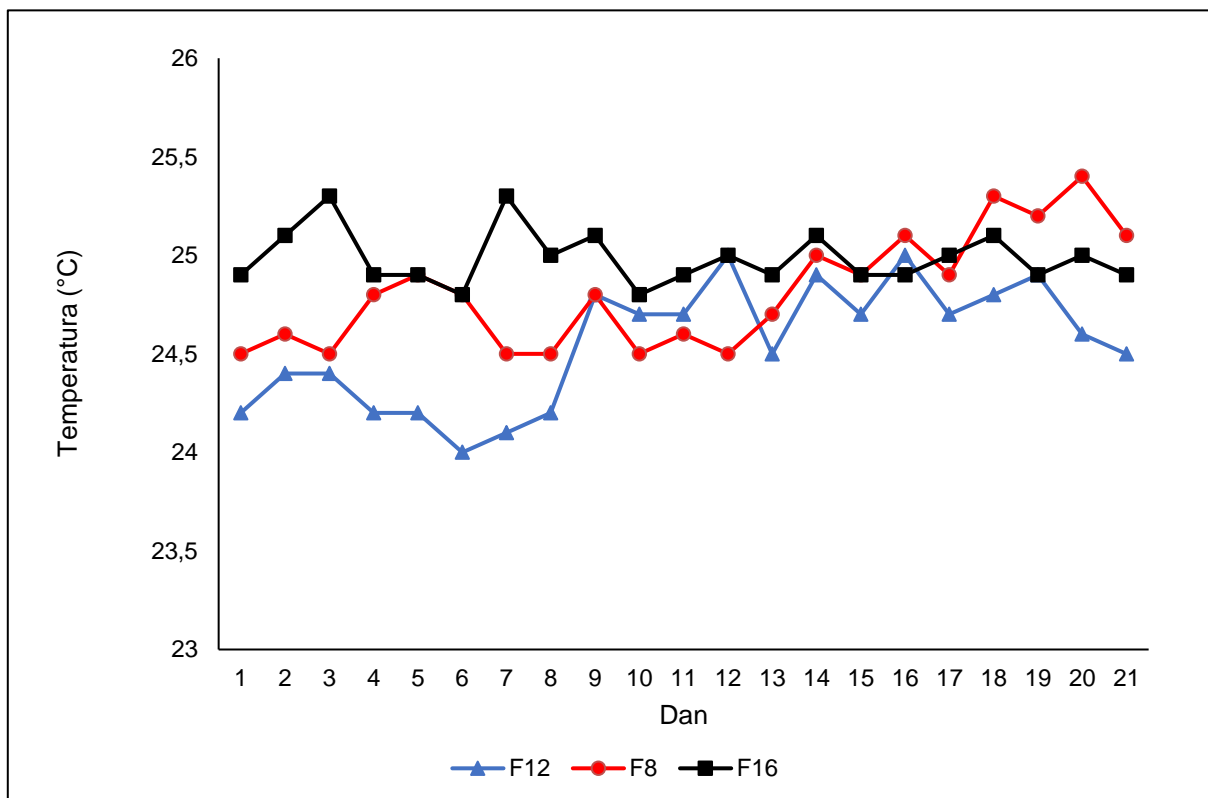
Numerički podaci obrađeni su i grafički prikazani u računalnom programu Microsoft Office Excel 2013. Za statističku analizu korišten je računalni program Minitab Statistical Software. Homogenost varijanci testirana je Levenovim testom ($p > 0.05$). Statistička analiza podataka uključivala je ANOVA i Post-hoc Tukey test za podatke s homogenim varijancama i normalnom raspodjelom, te neparametarske testove Kruskal-Wallis test i Mann-Whitney test za podatke bez homogene varijance i normalne raspodjele, a s ciljem određivanja statističkih razlika među serijama pokusa kao i radi usporedbe srednjih vrijednosti, odnosno medijana, unutar pojedinih serija pokusa.

3. Rezultati

3.1 Vrijednosti abiotičkih čimbenika tijekom istraživanja

Tijekom istraživanja raspon temperature bio je od 24,00 – 25,40°C (Slika 7). U ciklusu F12 srednja vrijednost temperature iznosila je $24,55 \pm 0,32^\circ\text{C}$, $24,81 \pm 0,29^\circ\text{C}$ u ciklusu F8, te $24,99 \pm 0,14^\circ\text{C}$ u ciklusu F16 (

Tablica 2). Rezultati Mann-Whitney testa ukazuju na statistički značajne razlike ($p < 0,05$) u temperaturi pri čemu je medijan temperature u ciklusu sa 16 sati svjetla bio veći od medijana temperature u ciklusu s 8 sati svjetla, te

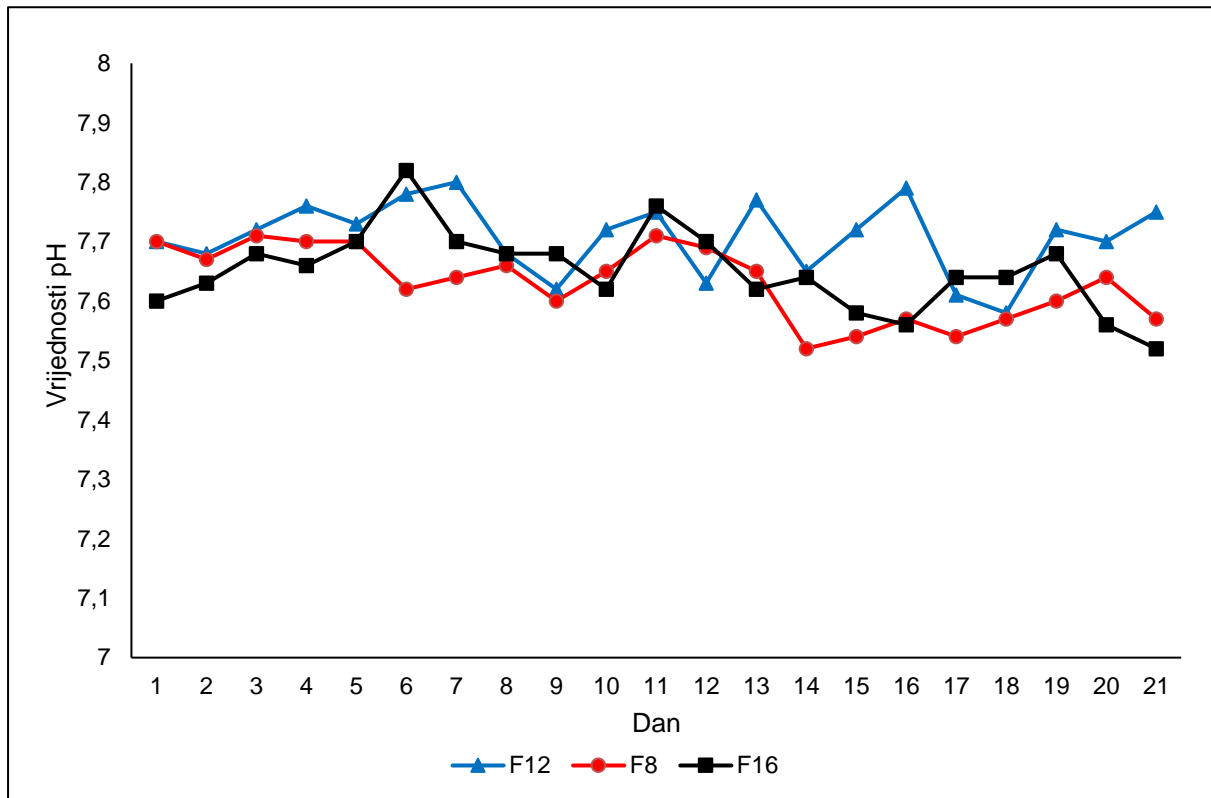


Slika 7. Vrijednosti temperature ($^\circ\text{C}$) po ciklusima

je medijan temperature u ciklusu s 12 sati svjetla bio najmanji ($F12 < F8 < F16$).

Vrijednost pH tijekom istraživanja kretala se od 7,52 do 7,82 (Slika 8). Srednja vrijednost pH u ciklusu F12 iznosila je $7,70 \pm 0,07$, u ciklusu F8 iznosila je $7,63 \pm 0,06$, te je u ciklusu F16 iznosila $7,65 \pm 0,07$ (

Tablica 2). Analiza je pokazala da postoji statistički značajna razlika između ciklusa ($F = 8,06$, $p=0,001$). Post-hoc Tukey test je pokazao da je srednja vrijednost u ciklusu s 12 sati svjetla bila najveća dok su srednje

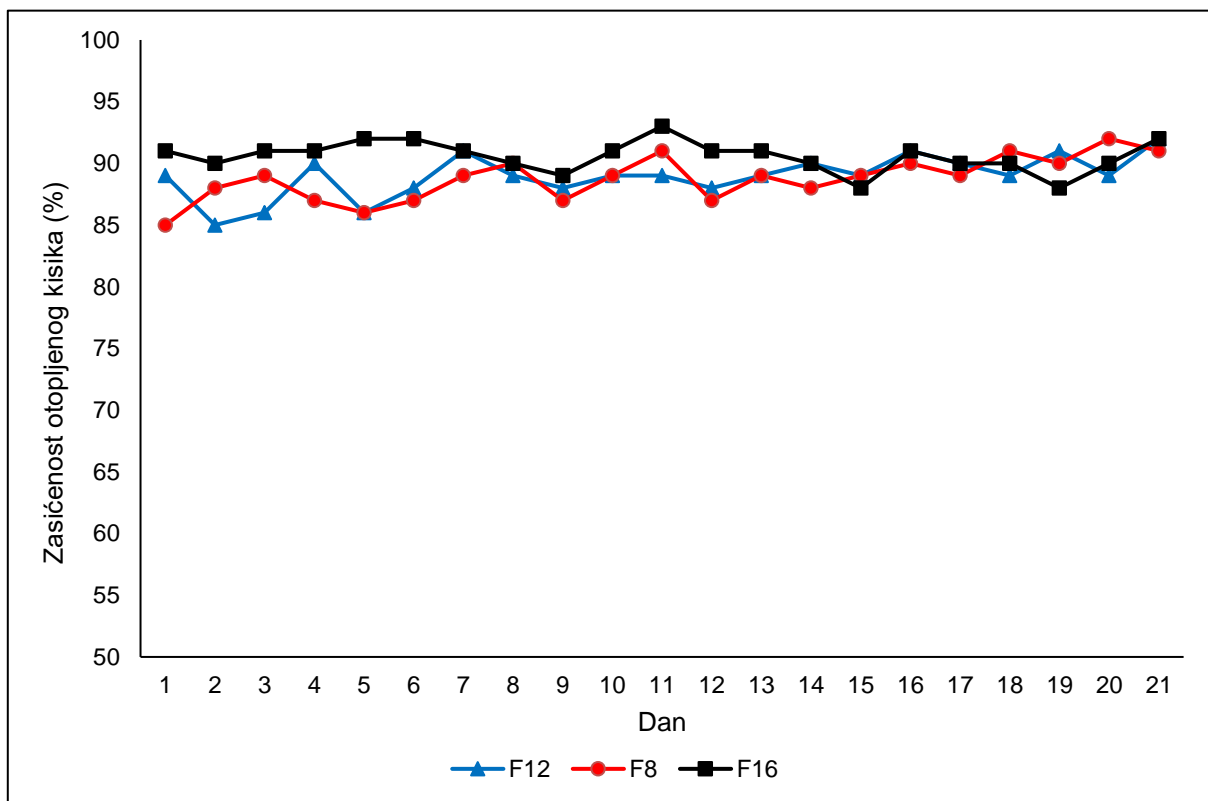


Slika 8. Vrijednosti pH po ciklusima

vrijednosti u ciklusima s 8 i 16 sati svjetla bile jednake ($F12 > F8 = F16$).

Tijekom istraživanja zasićenost kisikom se kretala od 85 do 92% (Slika 9). U ciklusu F12 srednja vrijednost iznosila je $88,8 \pm 1,64\%$, u ciklusu F8 iznosila je $88,76 \pm 1,81\%$, te je u ciklusu F16 iznosila $90,57 \pm 1,25\%$ (

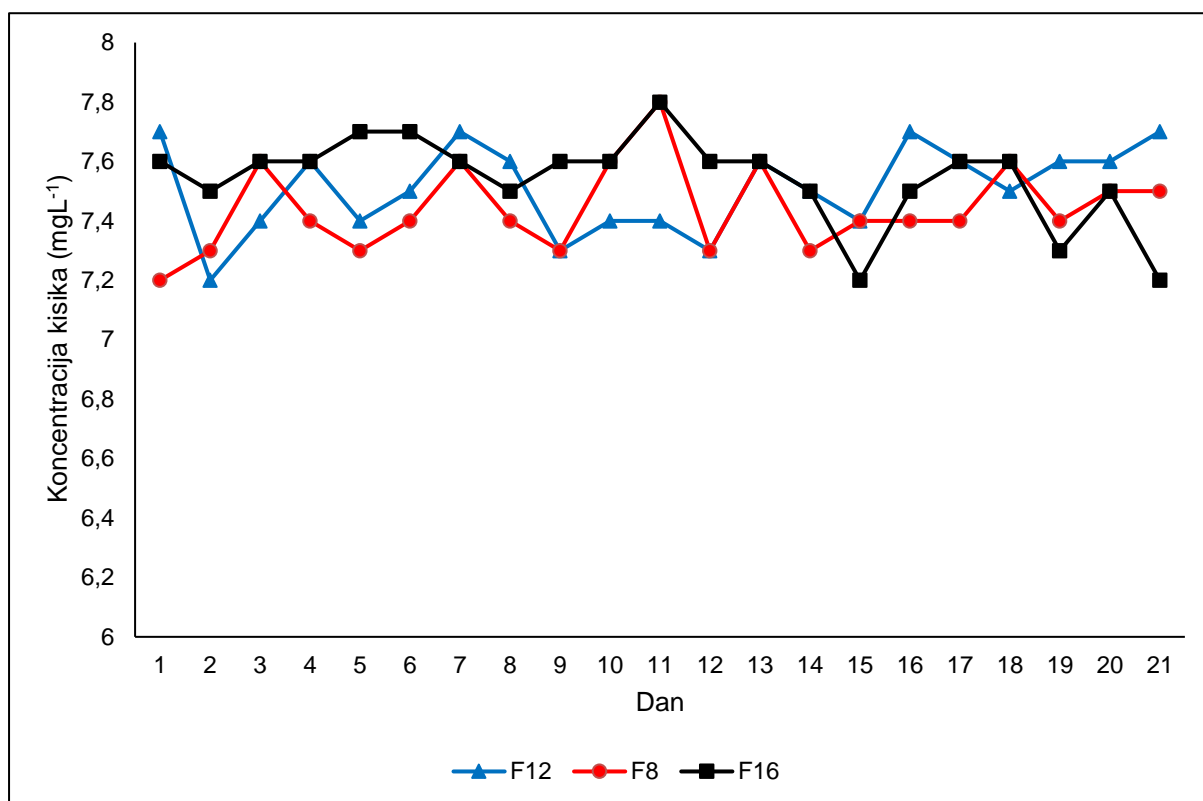
Tablica 2). Statistička analiza je pokazala da ima značajne statističke razlike između ciklusa ($F=7,89$, $p=0,001$), a post-hoc Tukey test je pokazao da je srednja zasićenost kisikom u ciklusu s 16 sati svjetla bila najveća, dok su srednje vrijednosti otopljenog kisika u ciklusima s 8 i 12 sati svjetla bile jednake ($F12=F8<F16$).



Slika 9. Zasićenost kisikom (%) po ciklusima

Koncentracija kisika tijekom istraživanja kretala se od 7,2 do 7,8 mgL⁻¹ (Slika 10). Srednja vrijednost u ciklusu F12 iznosila je 7,5 ± 0,15 mgL⁻¹, u ciklusu F8 iznosila je 7,44 ± 0,15 mgL⁻¹, te 7,54 ± 0,15 mgL⁻¹ u ciklusu F16 (

Tablica 2). Statistička analiza nije pokazala značajne razlike između različitih ciklusa (F=2,47, p=0,093).



Slika 10. Koncentracija otopljenog kisika (mgL⁻¹) po ciklusima

Tablica 2. Srednje vrijednosti izmjerenih abiotičkih čimbenika po ciklusima

| Čimbenici | F12 | F8 | F16 |
|---|--------------|--------------|--------------|
| Temperatura (°C) | 24,55 ± 0,32 | 24,81 ± 0,29 | 24,99 ± 0,14 |
| pH | 7,70 ± 0,06 | 7,631 ± 0,06 | 7,65 ± 0,07 |
| % O₂ | 88,80 ± 1,64 | 88,76 ± 1,81 | 90,57 ± 1,25 |
| O₂ (mgL⁻¹) | 7,50 ± 0,15 | 7,443 ± 0,15 | 7,54 ± 0,15 |

3.2 Koncentracija nutrijenata

Tijekom istraživanja koncentracija ukupnog amonijakalnog dušika se kretala u rasponu od 0 do 0,023 mgL⁻¹ (Slika 11 A; Tablica 3). U ciklusu F12 srednja vrijednost iznosila je 0,012 ± 0,006 mgL⁻¹, u ciklusu F8 0,011 ± 0,008 mgL⁻¹, te 0,013 ± 0,008 mgL⁻¹ u ciklusu F16 (Tablica 7). Analiza nije pokazala značajne statističke razlike između ciklusa (F=0,09, p=0,913).

Tablica 3. Rezultati mjerenja UAN (mgL⁻¹) po ciklusima

| Uzorak | F12 | F8 | F16 |
|--------|-------|-------|-------|
| 1 | 0,004 | 0,010 | 0,023 |
| 2 | 0,021 | 0,008 | 0,000 |
| 3 | 0,009 | 0,000 | 0,012 |
| 4 | 0,010 | 0,015 | 0,017 |
| 5 | 0,013 | 0,021 | 0,012 |

Koncentracija nitritnog dušika kretala se u rasponu od 0,006 do 0,018 mgL⁻¹ (Slika 11 C; Tablica 4). U ciklusu F12 srednja vrijednost je iznosila 0,010 ± 0,001 mgL⁻¹, 0,012 ± 0,005 mgL⁻¹ u ciklusu F8, te 0,009 ± 0,003 mgL⁻¹ u ciklusu F16 (Tablica 7). Statistička analiza nije pokazala značajne razlike između koncentracija nitritnog duška u ciklusima (H=1,73, p=0,422).

Tablica 4. Rezultati mjerenja NO₂-N (mgL⁻¹) po ciklusima

| Uzorak | F12 | F8 | F16 |
|--------|-------|-------|-------|
| 1 | 0,010 | 0,018 | 0,010 |
| 2 | 0,011 | 0,017 | 0,009 |
| 3 | 0,010 | 0,008 | 0,006 |
| 4 | 0,010 | 0,013 | 0,012 |
| 5 | 0,009 | 0,006 | 0,006 |

Koncentracija nitratnog dušika u istraživanju se kretala u rasponu od 75,858 do 143,059 mgL⁻¹ (Slika 11 B; Tablica 5). Srednja vrijednost u ciklusu F12 iznosila je 100,109 ±15,766 mgL⁻¹, 103,523 ± 7,993 mgL⁻¹ u ciklusu F8, te 117,674 ± 18,177 mgL⁻¹ u ciklusu F16 (Tablica 7). Također, statistička analiza nije pokazala značajne razlike između ciklusa (F=2,01 , p=0,177).

Tablica 5. Rezultati mjerenja NO₃-N (mgL⁻¹) po ciklusima

| Redni broj uzorkovanja | F12 | F8 | F16 |
|------------------------|---------|---------|---------|
| 1 | 75,858 | 102,215 | 114,481 |
| 2 | 113,418 | 104,754 | 118,845 |
| 3 | 114,465 | 102,295 | 120,003 |
| 4 | 101,644 | 115,354 | 91,980 |
| 5 | 95,566 | 92,996 | 143,059 |

Tijekom istraživanja raspon koncentracije fosfata bio je od 1,760 do 3,272 mgL⁻¹ (Slika 11 D; Tablica 6). Srednja vrijednost u ciklusu F12 iznosila je 2,335 ± 0,593 mgL⁻¹, u ciklusu F8 2,676 ±0,463 mgL⁻¹, te 2,574 ±0,348 mgL⁻¹ u ciklusu F16 (Tablica 7). Analiza nije pokazala značajne statističke razlike u koncentraciji fosfata između ciklusa (F=0,67, p=0,53).

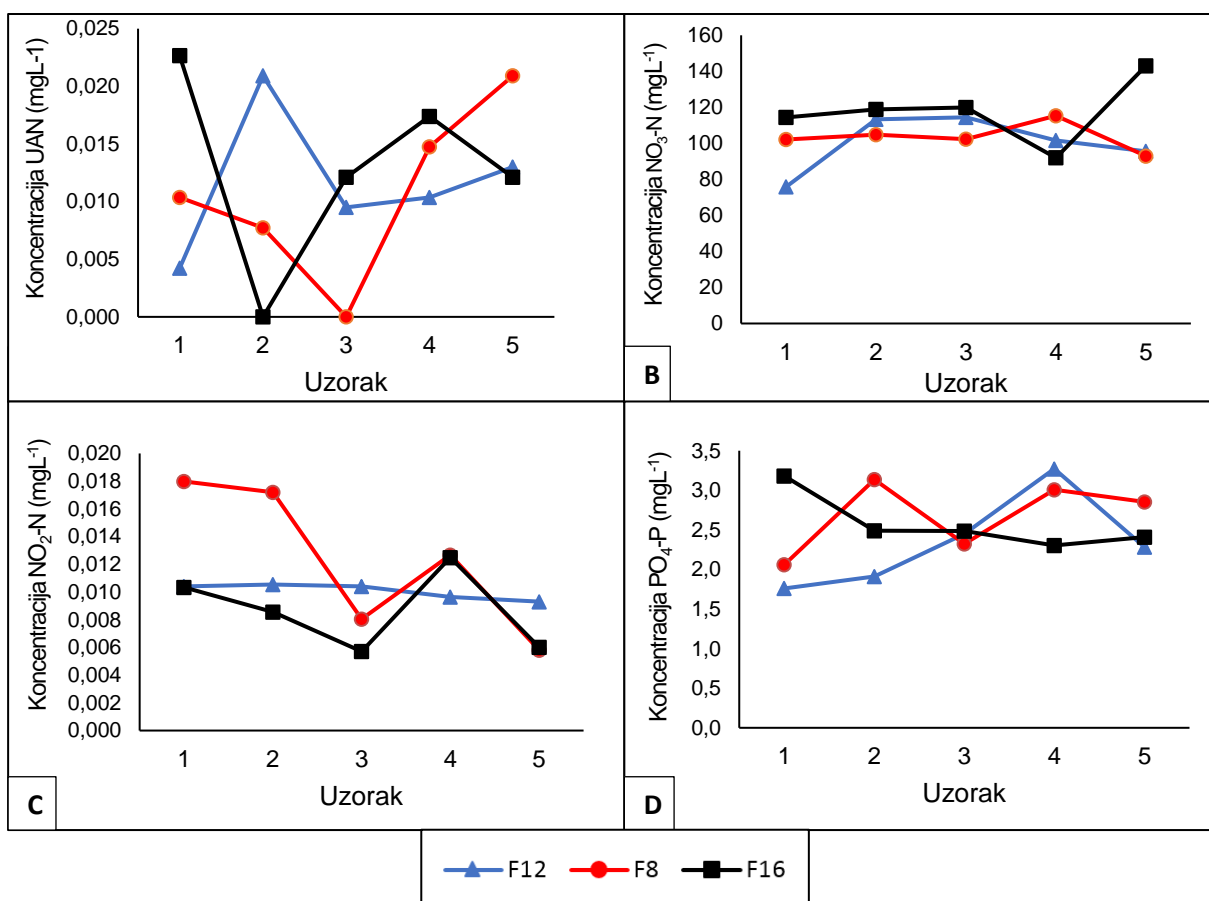
Tablica 6. Rezultati mjerenja PO₄-P (mgL⁻¹) po ciklusima

| Redni broj uzorkovanja | F12 | F8 | F16 |
|------------------------|-------|-------|-------|
| 1 | 1,760 | 2,060 | 3,181 |
| 2 | 1,910 | 3,136 | 2,491 |
| 3 | 2,450 | 2,324 | 2,485 |
| 4 | 3,272 | 3,007 | 2,303 |
| 5 | 2,283 | 2,854 | 2,408 |

Tablica 7. Srednje vrijednosti koncentracije nutrijenata po ciklusima

| Nutrijenti | F12 | F8 | F16 |
|--|----------------------|---------------------|----------------------|
| UAN (mgL^{-1}) | $0,012 \pm 0,006$ | $0,011 \pm 0,008$ | $0,013 \pm 0,008$ |
| NO ₂ -N (mgL^{-1}) | $0,010 \pm 0,001$ | $0,012 \pm 0,005$ | $0,009 \pm 0,003$ |
| NO ₃ -N (mgL^{-1}) | $100,109 \pm 15,766$ | $103,523 \pm 7,993$ | $117,674 \pm 18,177$ |
| PO ₄ -P (mgL^{-1}) | $2,335 \pm 0,593$ | $2,676 \pm 0,463$ | $2,574 \pm 0,348$ |

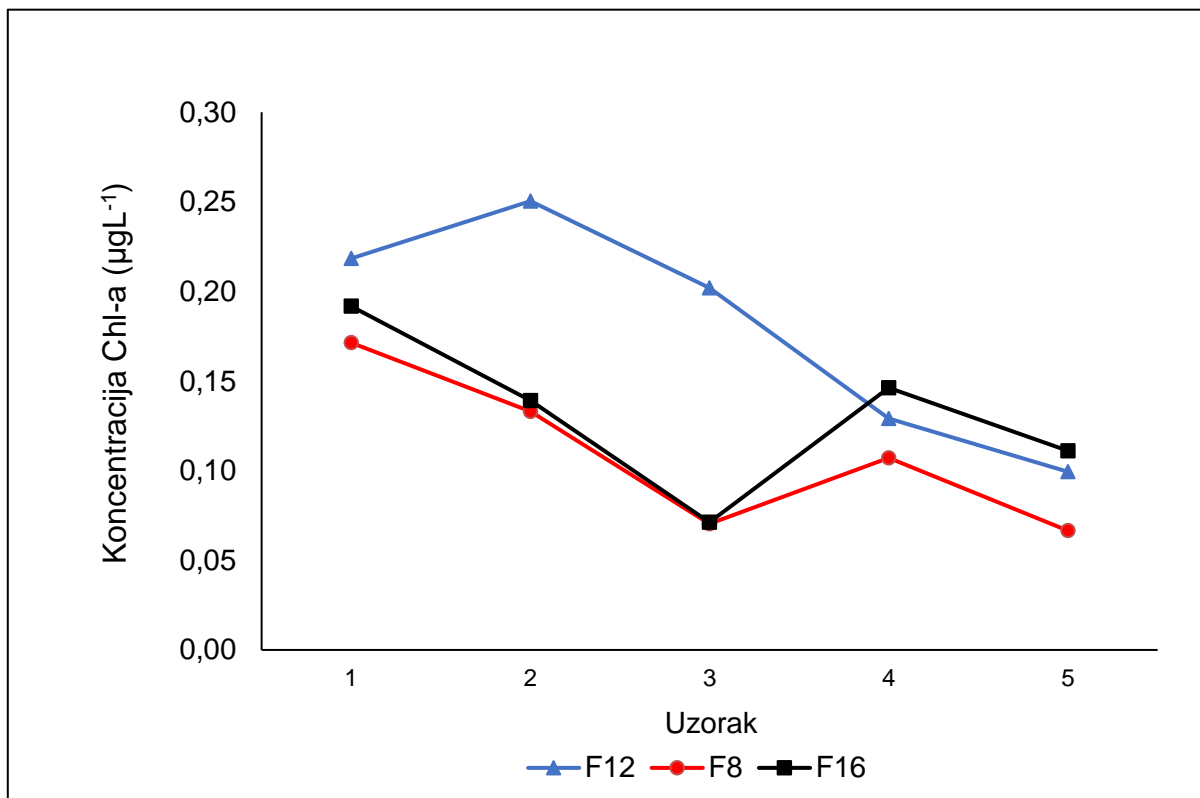
Tijekom svih ciklusa zabilježena su manja variranja u koncentraciji nutrijenata (Slika 11).



Slika 11 Koncentracija ukupnog amonijakalnog dušika (A), nitratnog dušika (B), nitritnog dušika (C), i fosfata (D) po ciklusima

3.3 Koncentracija klorofila a

Koncentracija klorofila a u istraživanju je bila od 0,07 do 0,25 μgL^{-1} . U ciklusu F12 srednja vrijednost je bila $0,18 \pm 0,063 \mu\text{gL}^{-1}$, u ciklusu F8 $0,11 \pm 0,044 \mu\text{gL}^{-1}$, te $0,13 \pm 0,045 \mu\text{gL}^{-1}$ u ciklusu F16 (Slika 12; Tablica 8). Također, analiza nije pokazala značajne statističke razlike ($F=2,47$, $p=0,126$).



Slika 12. Koncentracija klorofila a (μgL^{-1}) po ciklusima

Tablica 8. Rezultati mjerenja koncentracije klorofila a (μgL^{-1}) po ciklusima

| Uzorak | F12 | F8 | F16 |
|--------|------|------|------|
| 1 | 0,22 | 0,17 | 0,19 |
| 2 | 0,25 | 0,13 | 0,14 |
| 3 | 0,20 | 0,07 | 0,07 |
| 4 | 0,13 | 0,11 | 0,15 |
| 5 | 0,10 | 0,07 | 0,11 |

4. Rasprava

Ovo istraživanje provedeno je s ciljem da se odredi optimalni fotoperiod u akvariju, njegov utjecaj na količinu nutrijenata, klorofila a i kisika, kao i ekonomičnost samog akvarija. Korišten je stabilizirani kućni akvarij koji je u cirkulaciji više od dvije godine. Istraživanje je započelo uzimanjem uzoraka vode i mjerenjem abiotičkih čimbenika sondama. Uzimajući u obzir da je dio istraživanja bilo i mjerenje otopljenog kisika, aeracija nije bila poželjna. Tijekom istraživanja u akvariju se nalazio grijač koji je trebao održavati temperaturu na konstantnih 24°C, međutim dokazana je statistički značajna razlika u temperaturi između ciklusa. Najveća temperatura bila je u ciklusu F16, a najmanja u ciklusu F12. Očekivano je najveća temperatura bila u ciklusu s najdužim trajanjem svjetla, ciklusu F16. Međutim, najniža temperatura bila je u ciklusu F12, a ne u ciklusu s najkraćim osvjetljenjem F8 kako bi bilo očekivano. Moguće je da je zabilježena razlika u temperaturi zbog topline koja se oslobađala pri duljem trajanju osvjetljenja akvarija, ali postoji mogućnost vanjskih utjecaja, odnosno razlike u temperaturi prostorije koje su mogle utjecati i na temperaturu u akvarijskoj vodi (Hyman, 2000).

Mjerenja pH su također pokazala statistički značajne razlike. U zatvorenom sustavu poput akvarija, gdje je jedini vanjski utjecaj hranjenje i fotoperiod, varijacije pH ovise o biološkim procesima u akvariju i to prvenstveno disanju riba, biljaka i bakterija. Na pH utječe koncentracija CO₂ u vodi koja bi trebala biti najveća u rano jutro kada nema fotosinteze (Hyman, 2000). CO₂ snižava pH, dakle očekivano je da će u ciklusu s najmanje svjetla pH biti najniži. Prema rezultatima ovog istraživanja vrijednost pH bila je najveća u ciklusu F12, a približno jednaka u ciklusima F8 i F16. Promatranjem srednjih vrijednosti pH može se vidjeti da je u ciklusu F8 neznatno niži pH nego u ciklusu F16. Prema tome, u ciklusu s najkraćim fotoperiodom najniži je i pH, iako između ciklusa F8 i F16 nema statistički značajne razlike. Moguće je da je najveći pH u ciklusu F12 uzrokovan velikom količinom alga u akvariju za vrijeme tog ciklusa, s obzirom da CO₂ nastaje preko noći disanjem živih bića. Tijekom fotosinteze alge iskorištavaju CO₂ kako bi ga pretvorile u ugljikohidrate, a kao jedan od produkata fotosinteze je i O₂ (Shipunov,

2018). Također je moguće da je statistički značajna razlika nastala i zbog različitog vremena uzorkovanja, odnosno dobu dana kada je uzorkovano.

Najveća relativna zasićenost kisika, kao i koncentracija otopljenog kisika, zabilježena je u ciklusu F16, a najmanja u ciklusu F8. Bez obzira na koncentraciju klorofila *a*, koja je bila viša u ciklusu F12, zasićenost i koncentracija otopljenog kisika bili su najveći u ciklusu s najdužim trajanjem svjetla. Ovo bi moglo značiti da je, bez obzira na koncentraciju klorofila *a*, primarna produkcija bila veća u ciklusu F16. Ovo potvrđuje i činjenica da se manje kisika otapa pri višim temperaturama, a u ciklusu F16 su zabilježene najviše temperature, te najveća koncentracija i zasićenost kisikom. Zasićenost kisikom računa se kao postotak koncentracije otopljenog kisika u odnosu na normalnu topljivost pri određenoj temperaturi, prema tome ukoliko nema razlike u koncentraciji kisika, a došlo je do povećanja temperature, trebala bi se povećati zasićenost kisikom. Viša temperatura u ciklusu F16 može biti uzrok statistički značajne razlike u zasićenosti kisikom, koja nije zabilježena u koncentraciji otopljenog kisika. U ciklusima F12 i F8 vrijednosti otopljenog kisika bile su približno jednake. Iako u mjerenjima koncentracije kisika nema statistički značajne razlike, po prosječnim vrijednostima vidljivo je da je koncentracija kisika bila malo veća u ciklusu F16 od ciklusa F12, dok je u ciklusu F8 koncentracija kisika bila najniža. Isto tako, gledajući samo prosječne vrijednosti otopljenog kisika vidljivo je da je u ciklusu F8 vrijednost bila nešto niža od ciklusa F12. U ciklusu F12 bila je najniža temperatura i najveća koncentracija klorofila pa je i vrijednost kisika očekivano veća. Ali iz ovog je vidljivo da, bez obzira na temperaturu i koncentraciju klorofila, fotoperiod ipak ima najveći učinak na vrijednosti otopljenog kisika u vodi.

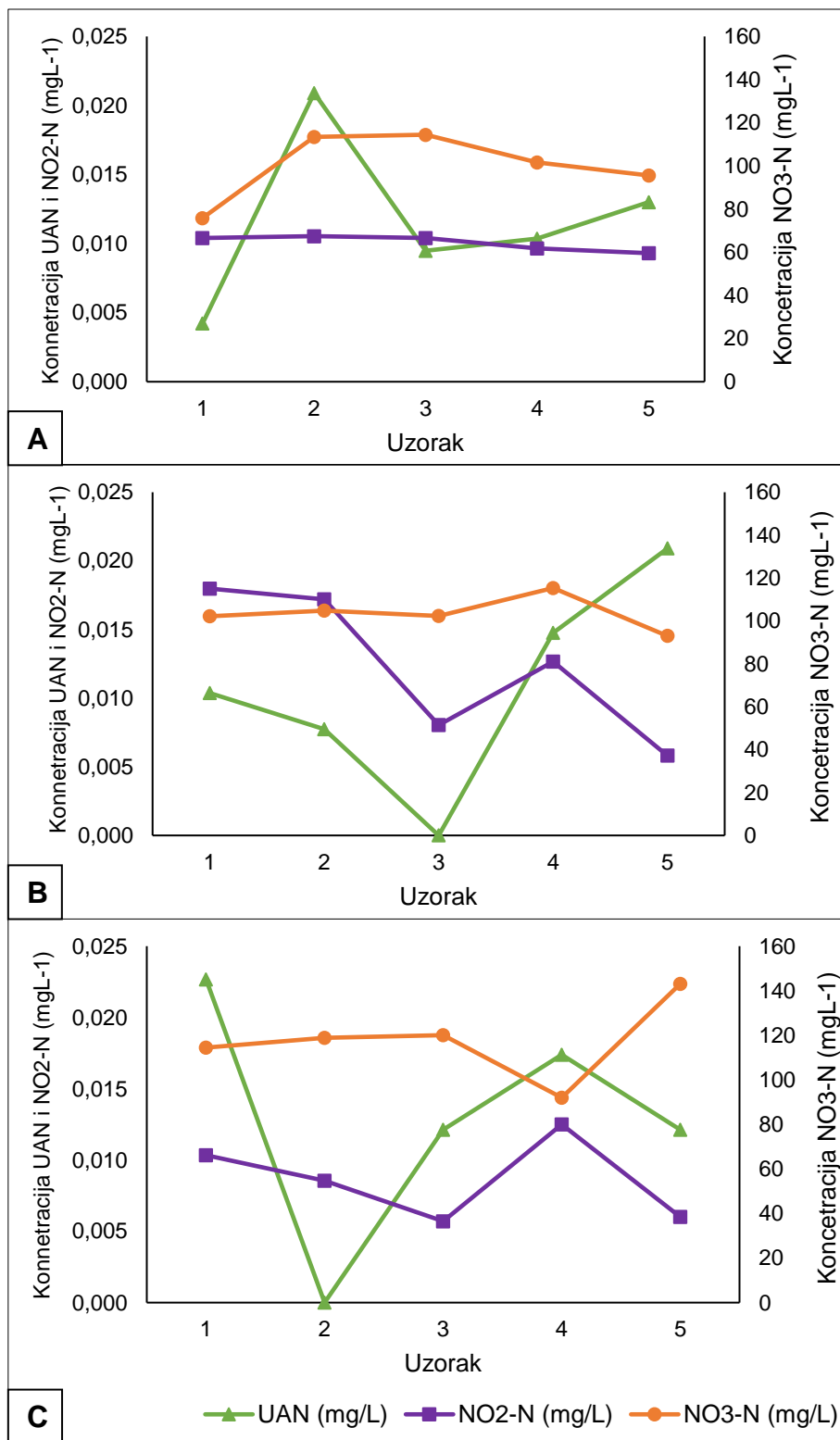
Statističkom analizom nisu pronađene značajne razlike u koncentracijama nutrijenata između ciklusa. Promatrajući srednje vrijednosti vidljivo je da su najveće koncentracije UAN i $\text{NO}_3\text{-N}$ zabilježene u ciklusu F16, a najveće koncentracije $\text{NO}_2\text{-N}$ i $\text{PO}_4\text{-P}$ u ciklusu F8. U ciklusu F12 zabilježene su najmanje vrijednosti $\text{NO}_2\text{-N}$ i $\text{PO}_4\text{-P}$.

Tijekom ciklusa F12 (Slika 13 A) koncentracija UAN brzo je narasla s $0,004 \text{ mgL}^{-1}$ na $0,021 \text{ mgL}^{-1}$ te je u sljedećem mjerenju pala na $0,009 \text{ mgL}^{-1}$. Koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ u prva je dva mjerenja narasla s $75,858 \text{ mgL}^{-1}$ na $113,418 \text{ mgL}^{-1}$, a u sljedećem mjerenju zabilježen je pad na $114,465 \text{ mgL}^{-1}$. U

četvrtom mjerjenju koncentracija UAN još uvijek je u porastu s $0,010 \text{ mgL}^{-1}$, dok koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ opada na $101,644 \text{ mgL}^{-1}$. U petom mjerjenju koncentracija UAN raste na $0,013 \text{ mgL}^{-1}$, a koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ pada na 95.566 mgL^{-1} . Koncentracija $\text{NO}_2\text{-N}$ u ciklusu F12 ostala je približno jednaka u svim mjerenjima. Koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ počinje rasti kada je koncentracija UAN na svom vrhuncu, zatim dolazi do opadanja koncentracija UAN dok koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ još uvijek raste, što svjedoči aktivnosti bakterija u akvariju. Nakon blagog porasta koncentracije UAN, smanjila se koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$.

U ciklusu F8 (Slika 13 B) koncentracija UAN se smanjuje s $0,010 \text{ mgL}^{-1}$ na $0,008 \text{ mgL}^{-1}$ u prva dva mjerjenja, dok se koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ povećava s $102,215 \text{ mgL}^{-1}$ na $104,754 \text{ mgL}^{-1}$. Koncentracija $\text{NO}_2\text{-N}$ također pada s najvećeg mjerjenja u svim ciklusima $0,018 \text{ mgL}^{-1}$ na $0,017 \text{ mgL}^{-1}$. U trećem mjerjenju sve koncentracije nutrijenata se smanjuju i to UAN na 0 mgL^{-1} , $\text{NO}_3\text{-N}$ na $102,295 \text{ mgL}^{-1}$ te $\text{NO}_2\text{-N}$ na $0,008 \text{ mgL}^{-1}$. U četvrtom mjerjenju opet dolazi do porasta koncentracije UAN na $0,015 \text{ mgL}^{-1}$ i koncentracije $\text{NO}_3\text{-N}$ na $115,354 \text{ mgL}^{-1}$. Također, raste i koncentracija $\text{NO}_2\text{-N}$ na $0,013 \text{ mgL}^{-1}$. Koncentracija UAN u petom mjerjenju još uvijek raste i iznosi $0,021 \text{ mgL}^{-1}$, dok se koncentracije $\text{NO}_3\text{-N}$ i $\text{NO}_2\text{-N}$ smanjuju na $92,996 \text{ mgL}^{-1}$ $\text{NO}_3\text{-N}$ i $0,006 \text{ mgL}^{-1}$ $\text{NO}_2\text{-N}$.

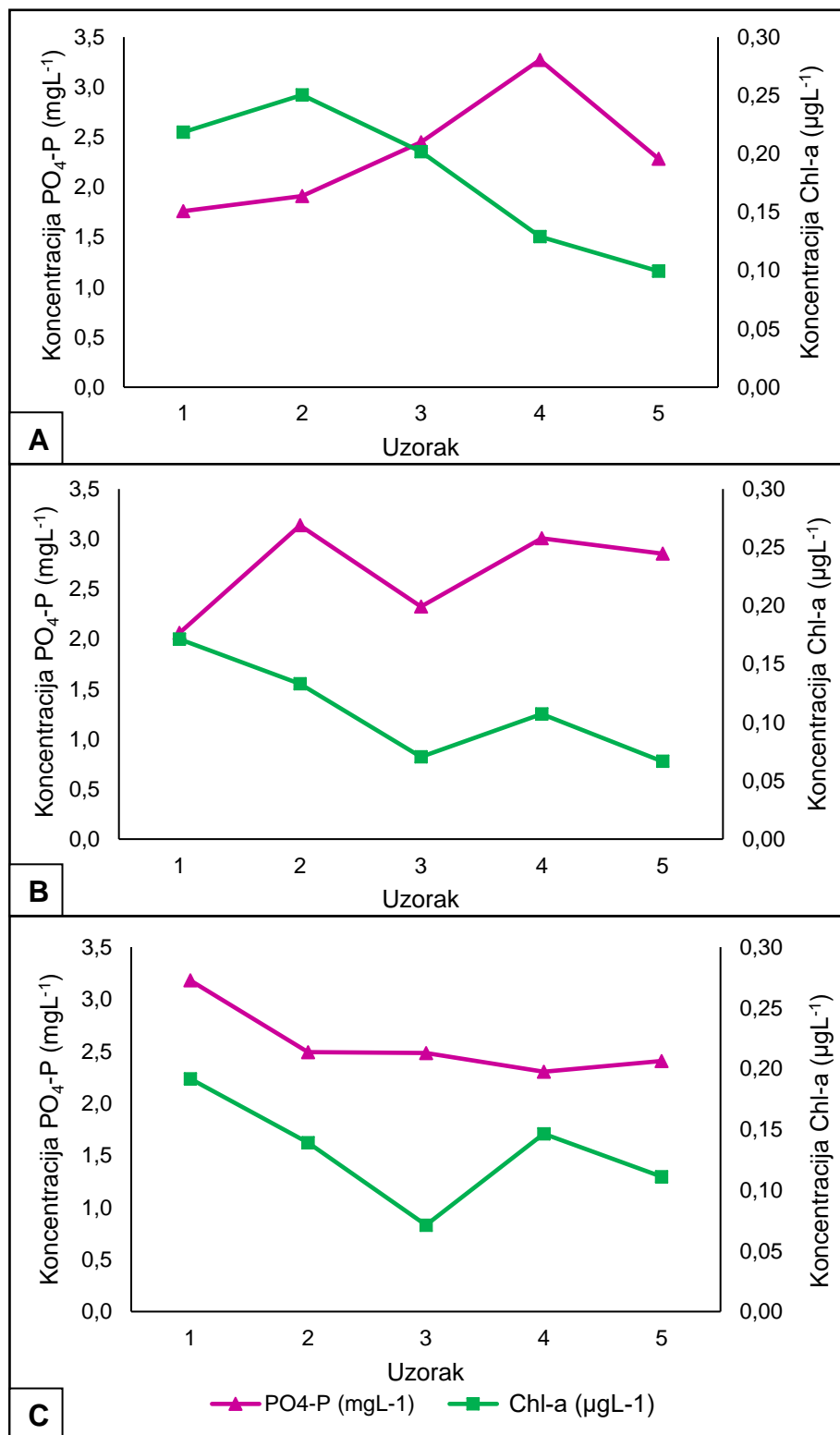
Najveća vrijednost UAN tijekom istraživanja izmjerena je u prvom mjerjenju ciklusa F16 (Slika 13 C) i iznosila je $0,023 \text{ mgL}^{-1}$, zatim u drugom mjerjenju dolazi do naglog pada na 0 mgL^{-1} . U isto vrijeme koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ je narasla s $114,481 \text{ mgL}^{-1}$ na $118,845 \text{ mgL}^{-1}$. Koncentracija UAN zatim raste na $0,012 \text{ mgL}^{-1}$, dok je koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ još u porastu ($120,003 \text{ mgL}^{-1}$). Također, u trećem mjerjenju koncentracija $\text{NO}_2\text{-N}$ bila je $0,006 \text{ mgL}^{-1}$, što je najmanja vrijednost koncentracije $\text{NO}_2\text{-N}$ u istraživanju. Kao i u prethodna dva ciklusa, koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ pada u četvrtom mjerjenju, dok koncentracije UAN i $\text{NO}_2\text{-N}$ rastu na $0,017 \text{ mgL}^{-1}$ UAN, odnosno $0,012 \text{ mgL}^{-1}$ $\text{NO}_2\text{-N}$. Najveća koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ izmjerena je u petom mjerjenju ($143,059 \text{ mgL}^{-1}$) i ujedno je i najveća koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ u istraživanju. U istom mjerjenju koncentracije UAN i $\text{NO}_2\text{-N}$ su se smanjile.



Slika 13. Usporedba ukupnog amonijakalnog dušika, nitratnog dušika i nitritnog dušika u ciklusima F12 (A), F8 (B) i F16 (C)

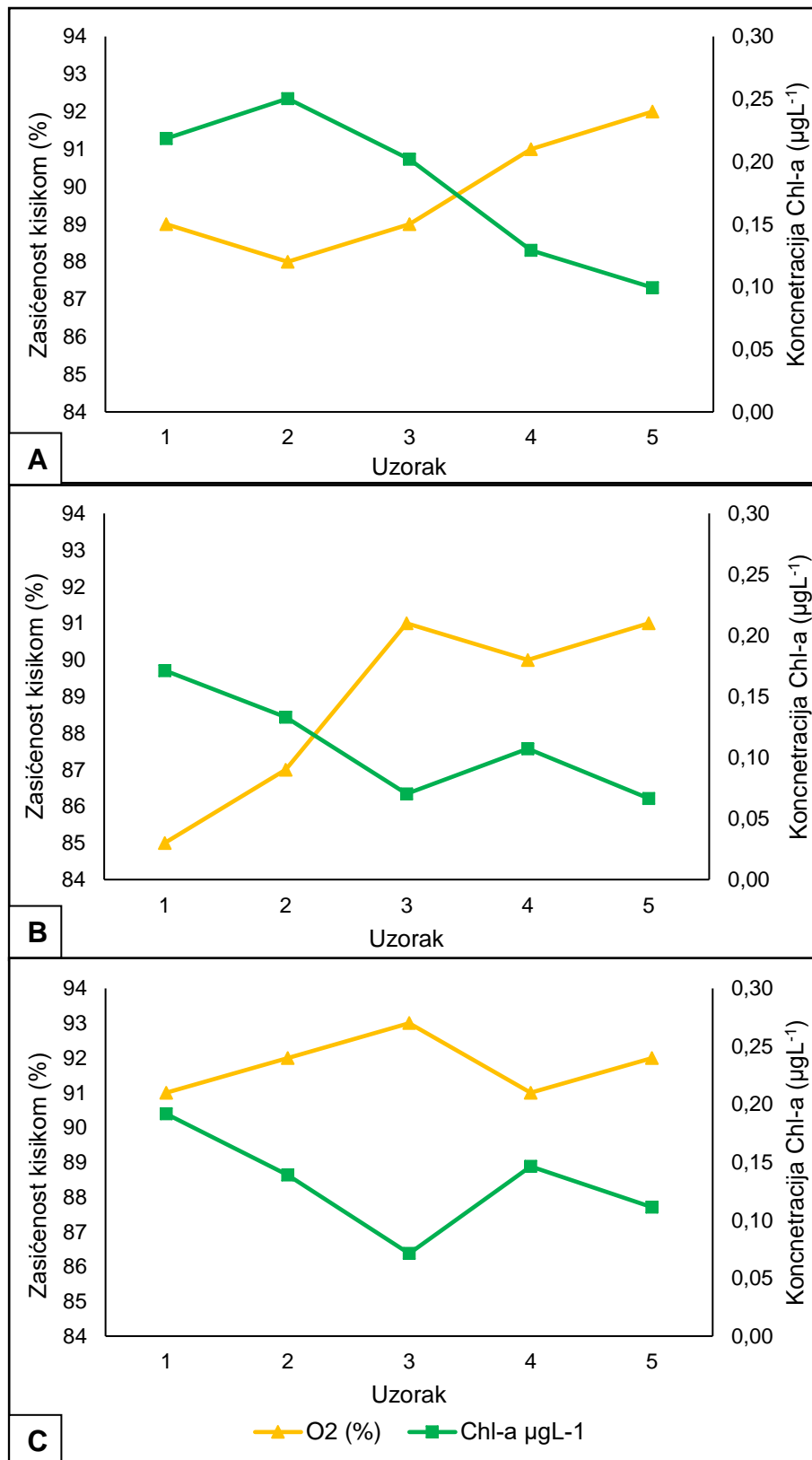
Iako nema statistički značajne razlike u koncentraciji UAN između ciklusa, usporedbom prosječnih vrijednosti vidljivo je da je najveća koncentracija u ciklusu F16, što može biti radi duže metaboličke aktivnosti riba, odnosno dužeg trajanja razdoblja osvjetljenja (Boeuf i Le Bail, 1999). Najveća koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ također je zabilježena u ciklusu F16, dok je najveća koncentracija $\text{NO}_2\text{-N}$ zabilježena u ciklusu F8. Kako se tijekom nitrifikacije amonijak oksidira u $\text{NO}_2\text{-N}$, a zatim u $\text{NO}_3\text{-N}$, u ciklusu F16 vidljivo je da je povećana koncentracija UAN i $\text{NO}_3\text{-N}$, dok je koncentracija $\text{NO}_2\text{-N}$ bila najniža. Kako prvo dolazi do oksidacije UAN u $\text{NO}_2\text{-N}$ nakon povećanja koncentracije UAN ista bi trebala početi padati dok koncentracija $\text{NO}_2\text{-N}$ raste. Zatim dolazi do oksidacije $\text{NO}_2\text{-N}$ u $\text{NO}_3\text{-N}$, kada $\text{NO}_2\text{-N}$ dostiže najviše vrijednosti počinje povećavanje koncentracije $\text{NO}_3\text{-N}$. Prikazom ovih rezultata na grafu (Slika 13) nije vidljiva uobičajena korelacija između UAN, $\text{NO}_2\text{-N}$ i $\text{NO}_3\text{-N}$ što može značiti da nije uspostavljena dobra nitrifikacija, ali uzrok ovome može biti i taj da ciklusi nisu bili dovoljno dugi. S obzirom da je ovaj akvarij u cirkulaciji već nekoliko godina, njegova nitrifikacija nije bila upitna, a koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ je generalno visoka i ne raste tijekom istraživanja što ukazuje na denitrifikaciju u, moguće, anoksičnom dijelu sedimenta. U ciklusu F8 s najmanje svjetla srednja vrijednost koncentracije UAN bila je najniža u usporedbi s ostalim ciklusima. Također, u ciklusu F8 bila je najviša koncentracija $\text{NO}_2\text{-N}$. U ciklusu F12 najniža je koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$. Dakle, u ciklusu F16 zabilježene su najviše koncentracije UAN i $\text{NO}_3\text{-N}$, a najniža koncentracija $\text{NO}_2\text{-N}$. U ciklus F8 zabilježene su najviše koncentracije $\text{NO}_2\text{-N}$, a najniža koncentracija UAN. Iz ovoga je vidljivo da je koncentracija UAN najveća u ciklusu s najdužim trajanjem svjetla, a najniža u ciklusu s najkraćim osvjetljenjem. Također, u ciklusu s najdužim osvjetljenjem zabilježena je najmanja koncentracija $\text{NO}_2\text{-N}$, dok je u ciklusu s najkraćim osvjetljenjem ta koncentracija bila najviša. U ciklusu F12 su očekivano zabilježene srednje vrijednosti u usporedbi s ostalim ciklusima, jedino je koncentracija $\text{NO}_3\text{-N}$ bila najniža. Prema Oramu (2015) letalne koncentracije UAN za ribe ovise o vrsti, a kreću se od 0,2 do 2 mgL^{-1} . U ovom istraživanju sve zabilježene koncentracije UAN bile su niže od donje granice od 0,2 mgL^{-1} .

Fosfati u akvarij dospijevaju razgradnjom organske tvari. Njihova veća koncentracija može izazvati pretjeran rast alga i probleme s hipoksijom i anoksijom. U ovom istraživanju smo ispitivali utječe li dužina fotoperioda na koncentraciju fosfata. Poznato je i da biljke i alge iskorištavaju fosfate kao nutrijente pa njihova veća koncentracija dovodi do problema s algama. Usporedbom srednjih vrijednosti najviša koncentracija $\text{PO}_4\text{-P}$ bila je u ciklusu F8, dok je najniža bila u ciklusu F12 što je vidljivo na grafičkom prikazu (Slika 14). Zanimljivo je da su najviše koncentracije klorofila bile u ciklusu F12, a najniže u ciklusu F8. U ciklusu F8, s najkraćim trajanjem svjetla, zabilježena je najviša koncentracija $\text{PO}_4\text{-P}$, kako za vrijeme bez svjetla nema fotosinteze, pa nema ni iskorištavanja nutrijenata (Litchman i sur. 2003). Ipak najniža koncentracija $\text{PO}_4\text{-P}$ zabilježena je u srednjem ciklusu F12, a u istom ciklusu zabilježena je i najviša koncentracija klorofila pa je moguće da je veće iskorištavanje fosfata bilo upravo u ciklusu F12. Kako je najveća koncentracija klorofila bila u ciklusu s najmanje $\text{PO}_4\text{-P}$ to može ukazivati na iskorištavanje fosfata od strane alga i biljaka za fotosintezu (Litchman i sur. 2003). Moguće je i da su bakterije u stupcu vode, kao i biljke, u kompeticiji za fosfate s algama. Naime, bakterije iskorištavaju fosfate u svom metabolizmu pri čemu koriste kisik (Jansson, 1988). U ciklusu F12 vidljivo je da dok koncentracija klorofila pada, koncentracija $\text{PO}_4\text{-P}$ raste, a u istom ciklusu raste i zasićenost kisikom. Ovo može značiti da, s obzirom na rast vrijednosti kisika, još nije došlo do iskorištavanja $\text{PO}_4\text{-P}$ od strane bakterija (Jansson, 1988). U sljedećem ciklusu (F8) koncentracija klorofila pada od prvog do drugog uzorkovanja, dok koncentracija $\text{PO}_4\text{-P}$ raste, koncentracija klorofila nastavlja padati, te ju slijedi koncentracija $\text{PO}_4\text{-P}$. Od trećeg do četvrtog uzorkovanja obje koncentracije opet rastu, te u zadnjem uzorkovanju padaju. U ciklusu F16 koncentracija klorofila prati istu liniju kao i u ciklusu F8 (Slika 14), dok koncentracija $\text{PO}_4\text{-P}$ u pada između prvog i drugog uzorkovanja, zatim ostaje ista u drugom i trećem uzorku da bi opet počela padati do četvrtog uzorkovanja, te rasti do petog.

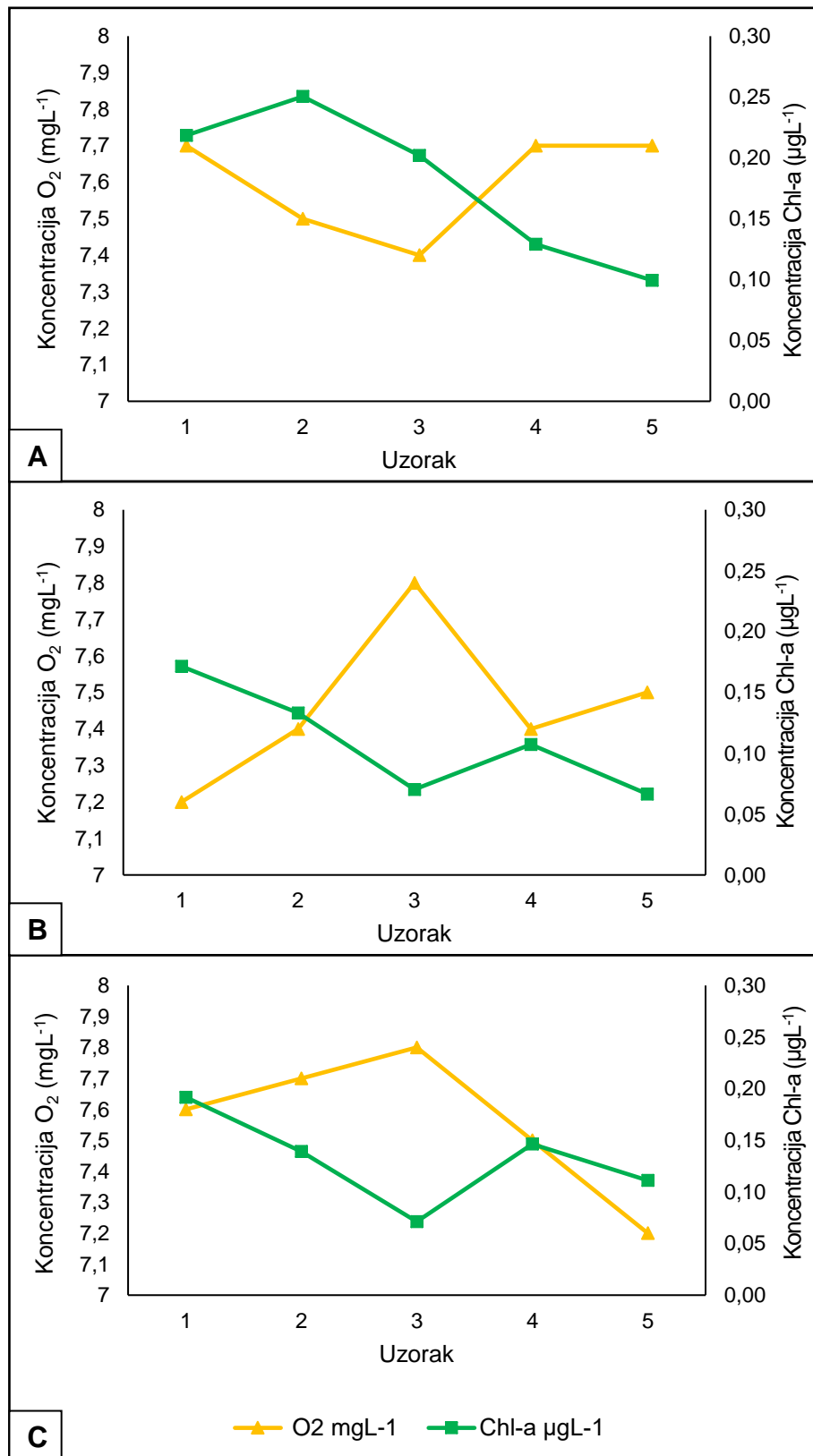


Slika 14. Usporedba koncentracije klorofila a i PO₄-P u ciklusima F12 (A), F8 (B) i F16 (C)

Koncentracija klorofila *a* dalje utječe na zasićenost kisikom (Slika 15) i koncentraciju kisika (Slika 16). Iako nema statistički značajne razlike u koncentraciji klorofila *a* između ciklusa, usporedbom srednjih vrijednosti vidljiva je razlika. Može se primijetiti da vrijednosti otopljenog kisika rastu s padom koncentracije klorofila *a* (Slika 15). Očekivano je da s povećanjem koncentracije klorofila rastu i koncentracija i zasićenost kisika. Ovakvi rezultati ukazuju na to da je velika koncentracija klorofila mogući uzrok pada koncentracije kisika u akvariju. Poznato je da veće koncentracije alga u vodi tijekom noći mogu dovesti do pada koncentracije kisika, pa čak i anoksičnih uvjeta (Correl, 1998). Međutim, do pada vrijednosti kisika može doći iz mnogo drugih razloga kao što su varijacije temperature, veća potrošnja kisika od strane riba zbog bržeg metabolizma, bakterijska razgradnja organske tvari itd. Tijekom istraživanja zabilježen je povećan rast alga na staklu akvarija u ciklusu F16. Ovo može biti razlog zašto je u ciklusu F16 manja koncentracija klorofila *a* u vodenom stupcu.



Slika 15. Usporedba koncentracije klorofila a i zasićenosti kisikom u ciklusima F12 (A), F8 (B) i F16 (C)



Slika 16. Usporedba koncentracije klorofila a i koncentracije otopljenog kisika u ciklusima F12 (A), F8 (B) i F16 (C)

5. Zaključak

Ovo istraživanje je pokazalo da bez obzira na statistički značajne razlike u abiotičkim čimbenicima kao što su temperatura, koncentracija i zasićenost kisika, nisu pronađene statistički značajne razlike u koncentraciji nutrijenata i klorofila *a* između ciklusa.

Iako je moguće da je akvarij bio izložen utjecaju temperature iz prostorije, također je moguće da pri dužem osvjetljenju dolazi do zagrijavanja akvarija. Statistički značajna razlika u vrijednosti pH između različitih ciklusa može biti zbog vremena, odnosno doba dana, uzorkovanja.

Kako u ovom istraživanju nema značajnih razlika u koncentraciji nutrijenata, kao ni koncentraciji klorofila moglo bi se zaključiti da je fotoperiod utjecao samo na temperaturu, i zasićenost kisikom. Prema tome je fotoperiod od osam sati svjetla dovoljan za uštedu električne energije u kućnim akvarijima.

6. Literatura

- Agustí, S., Enríquez S., Frost-Christensen H., Sand-Jensen K., Duarte C. M. 1994. Light Harvesting Among Photosynthetic Organisms. *Functional Ecology*. 8(2), 273-279.
- Augustyn, A., Bauer, P., Bhutia, T.K., Duignan, B., Eldridge, A., Gregersen, E., Lotha, G., McKenna, A., Petruzzello, M., Rafferty, J.P., Ray, M., Rogers, K., Singh, S., Sinha, S., Tikkanen, A., Wallenfeldt, J., Zeidan, A., Zelazko, A. 2018. Aquarium. *Encyclopædia Britannica*. Encyclopædia Britannica, Inc. (<https://www.britannica.com/science/aquarium>) [06.09.2019.]
- Boeuf, G., Le Bail, P. Y. 1999. Does light have an influence on fish growth?. *Aquaculture*, 177(1-4), 129-152.
- Bower, C. E.; Holm-Hansen, T. 1980a. A simplified hydrazine-reduction method for determining high concentrations of nitrate in recirculated seawater. *Aquaculture* 21(3), 281-286.
- Bower, C. E.; Holm-Hansen, T. 1980b. Salicylate-Hypochlorite Method for Determining Ammonia in Seawater. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 37(5), 794-798.
- Carroll, S. B., Salt, S. D. 2004. *Ecology for gardeners*. Timber Press. 93.
- Correll, D. L. 1998. The role of phosphorus in the eutrophication of receiving waters: a review. *Journal of environmental quality*, 27(2), 261-266.
- Currie, D. J., Kalff, J. 1984. A comparison of the abilities of freshwater algae and bacteria to acquire and retain phosphorus¹. *Limnology and Oceanography*, 29(2), 298-310.
- Eddy, F. B., Williams, E. M. 1987. Nitrite and Freshwater Fish. *Chemistry and Ecology*, 1-38.
- Farag, I., Price, K. 2013. Resources Conservation in Microalgae Biodiesel Production. *International Journal of Engineering and Technical Research*, 1, 49-56.

- Galloway, J. N., Dentener, F. J., Capone, D. G., Boyer, E. W., Howarth, R. W., Seitzinger, S. P. i Karl, D. M. 2004. Nitrogen cycles: past, present, and future. *Biogeochemistry*, 70(2), 153-226.
- Gregor, J., Maršálek, B. 2004. Freshwater phytoplankton quantification by chlorophyll a: a comparative study of in vitro, in vivo and in situ methods. *Water Research*, 38(3), 517-522.
- Hagen, R. C. 2006. *Basic aquarium guide: A guide to setting up and maintaining a beautiful aquarium*. Montreal, Canada, pp 23.
- Holm-Hansen, O., Lorenzen, C.J., Holmes, R.W., Strickland, J.D.H. 1965. Fluorometric determination of chlorophyll. *Journal du Conseil / Conseil Permanent International pour l'Exploration de la Mer*, 30, 3-15.
- Home Aquaria. 2013. *The Definitive Guide To Aquarium Lighting* (<http://homeaquaria.com/the-definitve-guide-to-aquarium-lighting/>) [3.11.2017.]
- Hovanec, T. A., DeLong, E. F. 1996. Comparative analysis of nitrifying bacteria associated with freshwater and marine aquaria. *Applied and environmental microbiology*, 62(8), 2888-2896.
- Hovanec, T.A., Taylor, L.T., Blakis, A. DeLong, E.F. 1998. Nitrospira-like bacteria associated with nitrite oxidation in freshwater aquaria. *Applied and environmental microbiology*, 64(1), 258-264.
- Hyman K. 2000. *The Complete Aquarium Guide-Fish, Plants and accessories for your aquarium. Le Grand Guide de l'Aquarium*. Konemann Verlagsgesellschaft mbH. Cologne. Njemačka, pp 288.
- Jansson, M. 1988. Phosphate uptake and utilization by bacteria and algae. In *Phosphorus in Freshwater Ecosystems*. Springer, Dordrecht. 177-189
- Kirk, J.T.O. 2011. *Light and photosynthesis in aquatic ecosystems*. 3. izdanje. Cambridge University Press, pp 665.
- LeVasseur, J., A. 2009. *Treatise on DIY CO2 Systems for Freshwater-Planted Aquaria*. (<https://www.qsl.net/w2wdx/aquaria/diyco2.html>) [12.02.2018.]

- Litchman, E., Steiner, D., Bossard, P. 2003. Photosynthetic and growth responses of three freshwater algae to phosphorus limitation and daylength. *Freshwater Biology*, 48(12), 2141-2148.
- Lomborg, B. 2003. *The skeptical environmentalist: measuring the real state of the world* (Vol. 1). Cambridge: Cambridge University Press. pp 540
- Miller, C. B. 2009. *Biological oceanography*. John Wiley & Sons. pp 62-66.
- Oram, B. 2014. Phosphate in Surface Water Streams Lakes. Water research center (<https://www.water-research.net/index.php/phosphates>) [21.03.2018]
- Oram, B. 2015. Ammonia in groundwater, runoff, and streams. Water Research Center (<https://www.water-research.net/index.php/ammonia-in-groundwater-runoff-and-streams>) [21.03.2018.]
- Sartory, D. P., Grobbelaar, J. U. 1984. Extraction of chlorophyll a from freshwater phytoplankton for spectrophotometric analysis. *Hydrobiologia*, 114(3), 177-187.
- Sauder, L. A., Engel, K., Stearns, J. C., Masella, A. P., Pawliszyn, R., Neufeld, J. D. 2011. Aquarium nitrification revisited: Thaumarchaeota are the dominant ammonia oxidizers in freshwater aquarium biofilters. *PLOS ONE* 6(8): e23281.
- Schramm, A. 2003. In situ analysis of structure and activity of the nitrifying community in biofilms, aggregates, and sediments. *Geomicrobiology Journal*, 20: 313-333.
- Sharpe S. 2018. Aquarium Water Temperature. Different Fish have Different Demands (<https://www.thesprucepets.com/aquarium-water-temperature-1381896>) [23.02.2018.]
- Shipunov, A. 2018. Introduction to Botany. Lecture notes. February 8, 2018 version. 181 pp.
- Strickland, J. D. H.; Parsons, T.R. 1972. *A Practical Handbook of Seawater Analysis*. Fisheries research board of Canada Bulletin No. 167, 311 pp.

Timmons, M. B., Ebeling, J. M., Wheaton, F. W., Summerfelt, S. T., Vinci, B. J. 2001. Recirculating Aquaculture Systems. Cayuga Aqua Ventures. Ithaca, New York, N.Y., 647 pp.

White, P. A., Kalff, J., Rasmussen, J. B., Gasol, J. M. 1991. The effect of temperature and algal biomass on bacterial production and specific growth rate in freshwater and marine habitats. *Microbial ecology*, 21(1), 99-118.

<https://media2.24aul.ru/imgs/5772a63f63d0d442f8839d12/akvarium-atman-ar-f510-80l-1-7774205.jpg> [3.11.2017.]