

Politechnika Częstochowska
Wydział Infrastruktury i Środowiska
Katedra Inżynierii Środowiska i Biotechnologii

ROZPRAWA DOKTORSKA

**Zastosowanie alg prokariotycznych i eukariotycznych do
wspomagania procesu oczyszczania ścieków komunalnych**

The use of prokaryotic and eukaryotic algae to support the municipal wastewater
treatment process

mgr inż. Łukasz Pasoń

Promotor: dr hab. inż. Ewa Stańczyk-Mazanek prof. PCz

Częstochowa 2025

Spis treści

Streszczenie	4
Summary	6
Wykaz skrótów	8
1. Wprowadzenie	9
2. Część teoretyczna	11
2.1. Systematyka mikroalg i ich właściwości biologiczne	11
2.2. Mikroalgi w inżynierii środowiska, przemyśle i biotechnologii	19
2.2.1. Produkcja biogazu	19
2.2.2. Produkcja biopaliw ciekłych	22
2.2.3. Produkcja biowodoru	25
2.2.4. Przemysł spożywczy, farmaceutyczny i rolnictwo	28
2.3. Możliwość wykorzystania mikroalg w procesie oczyszczania ścieków i spalin...	33
2.3.1. Wykorzystanie mikroalg do oczyszczania ścieków komunalnych	33
2.3.2. Wykorzystanie mikroalg do oczyszczania ścieków rolno-spożywczych	38
2.3.3. Wykorzystanie mikroalg do oczyszczania ścieków przemysłowych	44
2.3.4. Usuwanie CO₂ ze spalin z wykorzystaniem mikroalg	46

2.4. Przegląd instalacji do hodowli mikroalg.....	47
2.5. Problemy z zastosowaniem mikroalg w praktyce.....	55
3. Cel i zakres pracy.....	58
4. Część badawcza.....	59
4.1. Materiał badawczy.....	59
4.1.1. Charakterystyka ścieków komunalnych wykorzystanych w badaniach.....	59
4.1.2. Charakterystyka badanych gatunków mikroalg.....	61
4.2. Metodyka badawcza.....	92
4.3. Metodyka opracowania wyników badań.....	99
5. Wyniki badań.....	100
6. Dyskusja wyników.....	215
7. Wnioski.....	228
Spis literatury.....	230

Streszczenie

W trakcie aktywności bytowej powstają na całym świecie ogromne ilości ścieków komunalnych. Zawierają one znaczne ilości pierwiastków biogennych, tj. azotu i fosforu, które wpływają negatywnie na środowisko wodne. Ich odprowadzanie bez oczyszczania do wód powierzchniowych jest obecnie niedopuszczalne. Po standardowym procesie oczyszczania mogą ciągle zawierać wysokie stężenie rozpuszczalnych związków azotu i fosforu na poziomie powodującym eutrofizację wód i nadmierny wzrost roślinności wodnej oraz alg. Stanowi to poważny problem ekologiczny i przyczynia się do obniżenia jakości wód śródlądowych i morskich. Ponadto wpływa bezpośrednio na pogorszenie warunków życia organizmów wodnych i przydatność takich wód do gospodarczego wykorzystania przez człowieka. Konieczne jest zatem wypracowanie skutecznych metod usuwania biogenów przy zastosowaniu jak najbardziej przyjaznych środowisku procesów technologicznych.

Celem niniejszej pracy było określenie wydajności usuwania rozpuszczalnych form azotu i fosforu ze ścieków komunalnych z wykorzystaniem wybranych gatunków mikroalg prokariotycznych (Cyanophyta) i eukariotycznych (Chlorophyta) oraz możliwość późniejszego pozyskania biomasy z tego procesu. Przedmiotem badań było określenie różnic pomiędzy poszczególnymi gatunkami mikroalg prokariotycznych i eukariotycznych w zakresie wydajności ich wzrostu w roztworze hodowlanym zawierającym ścieki komunalne oraz przydatności tych organizmów w procesie oczyszczania ścieków komunalnych z pierwiastków biogennych. Po pozyskaniu wybranych gatunków mikroalg prokariotycznych i eukariotycznych przeprowadzono badania wstępne umożliwiające optymalizację warunków hodowli mikroalg w bioreaktorach. W kolejnym etapie badań, jako źródło pierwiastków biogennych do wzrostu mikroalg zastosowano ścieki komunalne surowe w dawkach 4%, 8% oraz 16%. Miało to na celu symulację częściowo oczyszczonych ścieków odprowadzanych do wód powierzchniowych. Do oświetlania trzech bioreaktorów użyto lamp firmy Osram Biolux, których parametry pozwalają na uzyskanie warunków zbliżonych do oświetlenia naturalnego. Okres naświetlania hodowli alg wynosił 15 h na dobę. Zawiesinę hodowlaną napowietrzano w celu wymuszenia jej ruchu i wymiany gazowej. Z powyższych hodowli pobierano co 24 godziny próbki w których określano stężenie azotanów V, azotanów III, jonów amonowych oraz fosforanowych V. Równolegle wykonywano pomiar gęstości optycznej metodą spektrofotometryczną dla maksimum absorpcji chlorofilu a wynoszącym 663 nm, będącej miarą przyrostu biomasy komórek mikroalg. Oznaczana była ostatniego dnia hodowli sucha masa próbek w odniesieniu do jednostki objętości próbki.

Uzyskane dane pokazały, że ścieki komunalne stanowią źródło pierwiastków biogennych intensyfikujących wzrost większości badanych gatunków mikroalg. Nie wszystkie gatunki były zdolne do wzrostu w takiej pożywce. Spośród przebadanych 19 gatunków alg eukariotycznych, wykazano wzrost u 16. Natomiast spośród 11 przebadanych alg prokariotycznych, tylko cztery gatunki okazały się odporne na szkodliwe substancje zawarte w ściekach, a jedynie jeden, czyli *Oscillatoria lutea*, wykazał się wydajnością wzrostu pozwalającą uznać go za przydatny. W trakcie badań pojawiły się znaczące różnice w intensywności wzrostu poszczególnych gatunków, jak również pomiędzy analizowanymi grupami mikroorganizmów. Spośród badanych mikroalg eukariotycznych największe przyrosty w przeliczeniu na suchą masę komórek uzyskano dla *Haematococcus* sp. *Desmodesmus* sp. *Scenedesmus acutus*, *Chlorella vulgaris* i *Chlorella sorokiniana*, powyżej 0,100 mg s.m/dm³ na dobę. Najmniejsze różnice w intensywności wzrostu przy poszczególnych stężeniach ścieków pożywce obserwowano u *Chlorella vulgaris*, *Chlamydomonas* sp. i *Scenedesmus acutus*. Najwyższą skutecznością w usuwaniu jonów azotanowych V charakteryzowały się *Scenedesmus acutus* i *Scenedesmus bifidus*, wynoszącą ponad 90% w stosunku do wartości początkowej. Najwyższą skuteczność w usuwaniu jonów amonowych, wynoszącą ponad 95% osiągnięto dla *Chlamydomonas* sp., *Chlorella fusca*, *Chlorella sorokiniana*, *Chlorococcum macrostigmatum*, *Coelastrella oocystiformis*, *Desmodesmus* sp., *Monoraphidium contortum* i *Scenedesmus acutus*. Jeżeli chodzi o jony fosforanowe V, najwydajniej były one usuwane z roztworów hodowlanych przez *Haematococcus* sp. *Scenedesmus bifidus*, *Muriella terrestris*, *Chlorella vulgaris*, *Coelastrella oocystiformis* i *Monoraphidium contortum*. Osiągnięto dla nich wartość redukcji ponad 80% w stosunku do wartości początkowej. U większości badanych gatunków, które rosły w pożywce z dodatkiem ścieków komunalnych wystąpiła silna korelacja ujemna pomiędzy przyrostem biomasy badanych mikroalg, a redukcją stężenia jonów azotanowych V, amonowych i fosforanowych V. Uzyskane dane wskazują również, że *Chlamydomonas* sp., *Chlorella vulgaris*, *Chlorococcum macrostigmatum*, *Desmodesmus* sp. i *Scenedesmus acutus* prawdopodobnie wykorzystują jony azotanowe III. Algi mogą stanowić zatem alternatywę dla chemicznych metod usuwania pierwiastków biogennych ze ścieków komunalnych w procesie ich oczyszczania. Uzyskana biomasa może pełnić rolę surowca wykorzystywanego na cele energetyczne, między innymi dla biogazowni. Barwniki roślinne takie, jak chlorofil czy karotenoidy pozyskane z biomasy alg, przy zachowaniu odpowiedniego poziomu czystości mikrobiologicznej i chemicznej, mogą także być pozyskiwane do celów przemysłowych.

Summary

During everyday life, huge amounts of municipal sewage are generated all over the world. They contain significant amounts of biogenic elements, i.e. nitrogen and phosphorus, which have a negative impact on the aquatic environment. Their discharge without treatment into surface waters is currently unacceptable. After a standard treatment process, they can still contain high concentrations of soluble nitrogen and phosphorus compounds at a level that causes eutrophication of waters and excessive growth of aquatic vegetation and algae. This is a serious ecological problem and contributes to the deterioration of the quality of inland and marine waters. In addition, it directly affects the deterioration of the living conditions of aquatic organisms and the suitability of such waters for economic use by humans. It is therefore necessary to develop effective methods for removing nutrients using the most environmentally friendly technological processes.

The aim of this work was to determine the efficiency of removing soluble forms of nitrogen and phosphorus from municipal sewage using selected species of prokaryotic (Cyanophyta) and eukaryotic (Chlorophyta) microalgae and the possibility of later obtaining biomass from this process. The subject of the study was to determine the differences between individual species of prokaryotic and eukaryotic microalgae in terms of their growth efficiency in a culture solution containing municipal sewage and the suitability of these organisms in the process of purifying municipal sewage from biogenic elements. After obtaining selected species of prokaryotic and eukaryotic microalgae, preliminary studies were conducted to optimize the conditions for microalgae cultivation in bioreactors. In the next stage of the study, raw municipal sewage was used as a source of biogenic elements for microalgae growth in doses of 4%, 8% and 16%. This was to simulate partially purified sewage discharged into surface waters. Osram Biolux lamps were used to illuminate three bioreactors, the parameters of which allow for obtaining conditions similar to natural lighting. The period of illumination of the algae culture was 15 h per day. The culture suspension was aerated to force its movement and gas exchange. Samples were taken from the above cultures every 24 hours and the concentration of nitrates V, nitrates III, ammonium ions and phosphates V was determined. At the same time, optical density was measured using the spectrophotometric method for the maximum absorbance of chlorophyll a at 663 nm, which is a measure of the increase in the biomass of microalgae cells. On the last day of culture, the dry mass of the samples was determined in relation to the sample volume unit.

The obtained data showed that municipal sewage is a source of biogenic elements that intensify the growth of most of the microalgae species studied. Not all species were able to grow in such a medium. Of the 19 species of eukaryotic algae studied, growth was demonstrated in 16. However, of the 11 prokaryotic algae studied, only four species were resistant to harmful substances contained in sewage, and only one, *Oscillatoria lutea*, showed growth efficiency that allowed it to be considered useful. During the studies, significant differences appeared in the growth intensity of individual species, as well as between the analyzed groups of microorganisms. Among the eukaryotic microalgae studied, the highest increases in terms of dry cell mass were obtained for *Haematococcus* sp. *Desmodesmus* sp. *Scenedesmus acutus*, *Chlorella vulgaris* and *Chlorella sorokiniana*, above 0.100 mg s.m/dm³ per day. The smallest differences in growth intensity at individual concentrations of sewage in the medium were observed for *Chlorella vulgaris*, *Chlamydomonas* sp. and *Scenedesmus acutus*. The highest efficiency in removing nitrate ions V was characterized by *Scenedesmus acutus* and *Scenedesmus bifidus*, amounting to over 90% in relation to the initial value. The highest efficiency in removing ammonium ions, amounting to over 95%, was achieved for *Chlamydomonas* sp., *Chlorella fusca*, *Chlorella sorokiniana*, *Chlorococcum macrostigmatum*, *Coelastrella oocystiformis*, *Desmodesmus* sp., *Monoraphidium contortum* and *Scenedesmus acutus*. As for phosphate ions V, they were most efficiently removed from the culture solutions by *Haematococcus* sp. *Scenedesmus bifidus*, *Muriella terrestris*, *Chlorella vulgaris*, *Coelastrella oocystiformis* and *Monoraphidium contortum*. A reduction value of over 80% was achieved for them compared to the initial value. In most of the tested species that grew in the medium with the addition of municipal sewage, a strong negative correlation was observed between the increase in the biomass of the tested microalgae and the reduction in the concentration of nitrate ions V, ammonium and phosphate ions V. The obtained data also indicate that *Chlamydomonas* sp., *Chlorella vulgaris*, *Chlorococcum macrostigmatum*, *Desmodesmus* sp. and *Scenedesmus acutus* probably use nitrate ions III. Algae can therefore be an alternative to chemical methods of removing biogenic elements from municipal sewage in the process of its treatment. The obtained biomass can act as a raw material used for energy purposes, including biogas plants. Plant pigments such as chlorophyll or carotenoids obtained from algae biomass, while maintaining an appropriate level of microbiological and chemical purity, can also be obtained for industrial purposes.

Wykaz skrótów

RLM – realna liczba mieszkańców

DNA – kwas deoksyrybonukleinowy

RNA – kwas rybonukleinowy

ChZT – chemiczne zapotrzebowanie tlenu

OWO – ogólny węgiel organiczny

BZT – biologiczne zapotrzebowanie tlenu

COD – ang. chemical oxygen demand

n.d. – nie dotyczy

EMS - metanosulfonian etylu

PBR – fotobioreaktory ang. photobioreactors

EPS - egzopolisacharydy

1. Wprowadzenie

Algi stanowią bardzo dużą i zróżnicowaną morfologicznie oraz biologicznie grupę organizmów zarówno jednokomórkowych, jak i wielokomórkowych. Obecnie szczególnym zainteresowaniem cieszą się algi jednokomórkowe (mikroalgi) ze względu na łatwość hodowli, szybkie przyrosty biomasy oraz możliwość jej późniejszego wykorzystania. Do mikroalg zalicza się organizmy eukariotyczne oraz prokariotyczne żyjące jako pojedyncze komórki lub też tworzące kolonie i zdolne do fotosyntezy. Różnice między nimi pod względem budowy komórki są znaczne [1]. Dotyczy to struktur wewnętrznych, jak też morfologii komórek. Przede wszystkim zaś budowy wewnętrznej komórek. U Procariota brak wyodrębnionego jądra komórkowego, reticulum endoplazmatycznego czy aparatu Golgiego. Inna jest również budowa struktury genów, przebiegu syntezy DNA, procesu transkrypcji oraz syntezy białek [2]. Jednak właściwości ekologiczne są na tyle zbliżone, że powszechnie traktowane są łącznie ze względów praktycznych i historycznych. Często też stosuje się zamiennie termin „algi” oraz „glony”. Dotyczy to także ich potencjalnej przydatności w różnych gałęziach przemysłu, w biotechnologii czy inżynierii środowiska. Obecnie dzięki kolejnym badaniom i opisywaniu coraz to nowych gatunków ciągle poszerza się lista potencjalnych zastosowań alg. Można tutaj wymienić oczyszczanie ścieków komunalnych czy przemysłowych, nawożenie roślin, produkcję biopolimerów, produkcję biopaliwa, pozyskiwanie barwników, w tym chlorofilu czy karotenoidów [3, 4, 1].

Z aktywnością bytową człowieka nieuchronnie wiąże się produkcja ścieków komunalnych czy odpadów stałych. Urbanizacja, zmiany klimatu oraz postępujące zmiany codziennych zachowań społeczeństwa powodują, że usługi związane z odbiorem zanieczyszczeń i ich oczyszczaniem muszą być adaptowane do nowych warunków. Jakość ścieków surowych oraz stosowanych rozwiązań w zakresie ich oczyszczania przekłada się na emisje poszczególnych substancji do środowiska. Począwszy od rozpuszczalnych form azotu i fosforu w oczyszczonych ściekach po podtlenek azotu czy metan, które są wydzielane do atmosfery w trakcie procesów chemicznego i biologicznego rozkładu materii organicznej. Do tego dochodzą liczne mikrozanieczyszczenia: mikroplastik, metale ciężkie, rozmaite związki organiczne o właściwościach toksycznych. Istotne są również emisje pośrednie z oczyszczalni, powstające w trakcie wytwarzania energii elektrycznej i produkcji substancji wykorzystywanych w tych oczyszczalniach [5].

Obecnie dąży się do ograniczenia wykorzystania paliw kopalnych, a co za tym idzie, do ograniczenia emisji dwutlenku węgla ze źródeł antropogennych. Duża zawartość lipidów

oraz węglowodanów w komórkach wielu gatunków alg powoduje, że są one obiecującym surowcem do produkcji paliw syntetycznych. CO₂ krąży w obiegu zamkniętym: wychwyty przez algi z atmosfery, produkcja paliwa, spalanie paliwa i emisja CO₂ do atmosfery [6]. Coraz powszechniej wdraża się wydajne metody oczyszczania ścieków oraz zagospodarowywania osadów ściekowych powstających po tym procesie. Od kilku lat trwają także prace nad programem „Zero Waste”. W jego ramach planuje się wdrażanie cykli zamkniętych obiegu surowców i odpadów przy maksymalizacji ich recyklingu. Gospodarka wodno-ściekowa jest niezwykle istotną częścią całej gospodarki. Z tego powodu podejmowane są działania na rzecz poprawy jakości wód, zachowania bioróżnorodności i zmniejszenia negatywnego wpływu tego sektora na środowisko naturalne, przy równoczesnym zaspokojeniu potrzeb mieszkańców oraz przedsiębiorców [7].

Coraz wyższe ceny paliw kopalnych na obecnych rynkach wymuszają poszukiwania alternatywnych do tradycyjnych źródeł energii. Jedną z możliwości są paliwa wytwarzane z mikroalg. Jest ona obecnie coraz częściej brana pod uwagę. Dzięki wykorzystaniu do tego celu omawianych organizmów można zaoszczędzić ogromne ilości paliw konwencjonalnych, których użycie jest przyczyną znacznych emisji CO₂ do atmosfery. Przykładem alternatywnych metod wytwarzania paliw jest metan powstający w trakcie fermentacji biomasy, biodiesel czy bioetanol z biomasy alg. Biogaz wykorzystuje się następnie do produkcji energii elektrycznej oraz ciepła. Inną możliwością jest bezpośrednia produkcja biowodoru przez algi w naturalnych szlakach metabolicznych lub pośrednio z przerobu ich biomasy z wykorzystaniem wybranych gatunków [8].

Także przemysł spożywczy, farmaceutyczny i kosmetyczny bardzo często jako surowiec stosuje algi wielu gatunków, zarówno mikroalgi, jak i dużych rozmiarów algi morskie. Stanowią one bowiem źródło wielu cennych substancji, w tym aminokwasów, białek, witamin, soli mineralnych, lipidów czy polisacharydów. A dzięki selekcji szczególnie wydajnych szczepów oraz modyfikacjom genetycznym, jeszcze bardziej zwiększa się wydajność produkcji wybranych związków. Jako np. żywność funkcjonalna sprzedawane są pod postacią proszków, tabletek, pigułek czy coraz szerzej wykorzystywane są jako surowiec do produkcji wielu kosmetyków czy suplementów diety [9].

2. Część teoretyczna

2.1. Systematyka mikroalg i ich właściwości biologiczne

Do mikroalg zalicza się organizmy jednokomórkowe żyjące w formie pojedynczych komórek w wodzie lub też tworzące kolonie w postaci prostych nici lub bardziej skomplikowanych struktur przestrzennych. Taksonomia mikroalg stanowi również obecnie poważne wyzwanie dla naukowców. Ze względów praktycznych oddzielono je od makroalg wielokomórkowych. Określenia "algi" oraz "glony" nie są ścisłymi określeniami taksonomicznymi w rozumieniu biologicznym. Odnoszą się do podobnych do siebie pod względem biologicznym oraz ekologicznym organizmów. W opracowaniu skupiono się na mikroalgach, pomijając dużą grupę plechowców, w tym krasnorosty czy brunatnice, które występują w wodach morskich, dorastając do niejednokrotnie ogromnych rozmiarów. Niektóre gatunki mikroalg tworzą nitkowate struktury otoczone pochwą i nazywane trychomami, w których poszczególne komórki połączone są ze sobą bokami. Ich długość może być różna w zależności od gatunku. Niekiedy też występują w nich wyspecjalizowane typy komórek. Można je obserwować zarówno u przedstawicieli alg eukariotycznych (np. *Spirogyra*), jak i prokariotycznych (np. *Oscillatoria*). Wiele gatunków prowadzi osiadły tryb życia, porastając różnego typu przedmioty pod powierzchnią wody. Inne z kolei aktywnie poruszają się przy pomocy jednej lub kilku wici w wodzie, a różnorodność form i kształtów komórek jest duża [10, 11].

Pierwsze ślady obecności alg prokariotycznych na Ziemi pochodzą już sprzed około 3,5 miliarda lat - są to skamieniałości kolonijnych sinic spotykane w skałach osadowych w wielu miejscach na całym świecie. Mają charakterystyczny kształt i nazywane są stromatolitami. To właśnie sinice jako pierwsze zaczęły produkować tlen obecny w atmosferze. Jest to dla tych organizmów produkt odpadowy fotosyntezy. Niektóre prawdopodobnie weszły w późniejszym czasie w symbiozę z komórkami eukariotycznymi, czego efektem było pojawienie się chloroplastów, występujących także u współczesnych roślin i posiadających ciągle własne DNA, kodujące podstawowe białka wykorzystywane w tych organellach [11]. Pierwotnie, przez botaników mikroalgi klasyfikowane były na podstawie ich morfologii i właściwości biochemicznych. Traktowano je łącznie: zarówno jednokomórkowe algi eukariotyczne, jak i sinice. Z czasem pojawiły się rekomendacje co do oddzielnej ich klasyfikacji. Przede wszystkim ze względu na fundamentalne różnice w budowie komórkowej oraz strukturze genów w obrębie kwasów nukleinowych [12].

Algi prokariotyczne rozmnażają się wyłącznie bezpłciowo, podobnie jak to ma miejsce u bakterii właściwych. Z kolei u alg eukariotycznych opisano również u wielu gatunków rozmnażanie płciowe, choć częściej w wypadku mikroalg rozmnażają się one przez prosty podział komórek, autospory lub fragmentację kolonii. Jest to proces szybszy, znacznie wydajniejszy niż rozmnażanie płciowe [10]. Sama morfologia komórek mikroalg jest bardzo zróżnicowana. Tworzą mniejsze lub większe kolonie w postaci filamentów rozgałęzionych lub prostych otoczonych osłonką (trychomy), niewielkie zgrupowania unoszące się w wodzie lub porastające przedmioty. Wiele występuje również jako formy pływające aktywnie, unoszone z prądem wody lub osiadłe w postaci pojedynczych komórek [13].

Obecnie klasyfikacja organizmów żywych opiera się zarówno na cechach morfologicznych, biologicznych, jak i analizie wybranych fragmentów DNA. Mimo pewnych rozbieżności pojawiających się u specjalistów, mikroalgi prokariotyczne dzieli się na:

- Cyanophyta,
- Prochlorophyta.

Z kolei mikroalgi eukariotyczne podzielono na następujące grupy:

- Rhodophyta,
- Glaucophyta,
- Heterokontophyta,
- Haptophyta,
- Dinophyta,
- Cryptophyta,
- Chlorarachniophyta,
- Chlorophyta [4].

Niektórzy autorzy wyróżniają także Euglenophyta oraz Bacillariophyta. Oprócz podziału taksonomicznego, w literaturze naukowej funkcjonują podziały bardziej tradycyjne wywodzące się z wcześniejszych opracowań dotyczących omawianych organizmów. Na ich podstawie wyróżnia się zwykle algi zielone, sinice, algi złote oraz okrzemki. Tego typu nazewnictwo, mimo że nieprawidłowe obecnie już w sensie biologicznym, ciągle funkcjonuje w praktyce [14].

Innym przykładem może być tutaj podział zaproponowany przez R.E. Lee w 2008 roku obejmujący następujące taksony:

- Cyanophyta,
- Glaucophyta,
- Rhodophyta,
- Chlorophyta,
- Euglenophyta,
- Euglenoids,
- Dinophyta,
- Dinoflagellates,
- Cryptophyta,
- Prymniesiophyta,
- Heterokontophyta [15].

Wśród mikroalg występują w większości organizmy fotoautotroficzne, prowadzące wydajnie proces fotosyntezy i zdolne do absorpcji dwutlenku węgla z powietrza, a następnie przekształcania go w związki organiczne dzięki energii pozyskanej ze światła słonecznego. Można tu wymienić zielenice czy sinice. Algi fotoheterotroficzne są zdolne do pozyskiwania energii świetlnej, lecz nie mają odpowiednich mechanizmów biochemicznych do pobierania dwutlenku węgla, a jako źródło węgla wykorzystują dostępne związki organiczne. Jeszcze inne mikroalgi są organizmami miksotroficznymi – mogą w sprzyjających warunkach zachowywać się jak fotoautotrofy, a przy braku światła lub rozpuszczalnych form azotu oraz fosforu, do uzyskania energii wykorzystują utlenianie organicznych związków chemicznych. Dobrym przykładem jest tutaj *Prymnesium parvum* zaliczany do haptofitów. Na rok 2021 opisanych było 7191 gatunków mikroalg, zgrupowanych w 800 rodzin, 60 klas w 13 grupach/podkrólestwach [16]. Poniżej scharakteryzowano bliżej poszczególne grupy taksonomiczne współczesnych mikroalg.

Cyanophyta i Prochlorophyta - wszystkie sinice i prochlorophyta zaliczane są obecnie do Gram-ujemnych bakterii z klasy Oxyphotobacteria i gromady Gracilicutes. W środowisku naturalnym tworzą kolonie na przedmiotach zanurzonych w wodzie, można obserwować formy nitkowate rozgałęzione i nierozgałęzione, jak również formy jednokomórkowe

przypominające ziarniaki. Sinice obecnie uważane są za prekursorów chloroplastów, które pojawiły się w komórkach roślin i alg eukariotycznych w skutek endosymbiozy. Tylakoidy u sinic nie występują w postaci gran, jak w chloroplastach. Z kolei obserwuje się tylakoidy u Prochlorophyta. Z charakterystycznych barwników występujących u Cyanophyta i Prochlorophyta wymienić można chlorofil a i d, fikobilinę, ksantofile oraz β -karoten. Niektóre gatunki współcześnie żyjących sinic w sprzyjających warunkach wytwarzają substancje toksyczne dla kręgowców, które wydzielają do wody w trakcie masowych zakwitów [12, 10].

Glaucophyta – jest to gromada alg eukariotycznych charakteryzująca się występowaniem dwóch wici, które służą im do poruszania się. Ich chloroplasty przypominają ziarniakowate gatunki sinic charakteryzujące się brakiem tylakoidów ułożonych w grana - są one u nich otoczone cienką warstewką peptydoglikanu, podobnie jak to ma miejsce u bakterii Gram-ujemnych. Z barwników występują u nich chlorofil a i fikobilina oraz ksantofile w niewielkich ilościach. Można przedstawicieli tej grupy alg spotkać w wodach słodkich [17, 18].

Rhodophyta (potocznie „algi czerwone”) – nie występują u nich wici. Z barwników charakteryzują się obecnością fikobiliny, w chloroplastach zaś obecne są pojedyncze tylakoidy. Algi z tej grupy mogą produkować skrobię i magazynować ją jako materiał zapasowy. W przypadku rozmnażania płciowego występuje u nich oogamia. Jeżeli chodzi o sam chlorofil, wytwarzają tylko chlorofil a. Poza tym z pozostałych barwników, które u nich występują wymienić można zeaksantynę i β -karoten. Algi te można spotkać zarówno w wodach słonych, jak i słodkich [12, 10].

Chlorophyta (potocznie „algi zielone”) – jest to jedna z najliczniejszych pod względem ilości gatunków gromada alg. Występują wśród nich znaczne różnice morfologiczne, ich komórki mogą przyjmować rozmaite kształty, od prostych form kulistych, po organizmy kolonijne czy tworzące niewielkie zgrupowania. Przypuszcza się obecnie, że rośliny lądowe wyewoluowały właśnie z Chlorophyta. Większość z nich wytwarza skrobię jako materiał zapasowy, która jest odkładana w komórkach. Charakteryzują się zróżnicowaną budową chloroplastów. U wielu z nich występują wici służące do przemieszczania się w środowisku wodnym. Wytwarzają chlorofil a i b. Można wśród tych alg spotkać gatunki jednokomórkowe, jak i tworzące różnego typu zgrupowania komórek, powstające z nierozdzielenia ich w trakcie podziałów. Niekiedy spotyka się formy wielojądrowe [17, 12].

Heterokontophyta (różnowiciowce) - gromada alg w której skład wchodzi zarówno organizmy fotoautotroficzne, jak i heterotroficzne. Występują u nich wici o różnej długości.

Z barwników można u tych alg znaleźć chlorofil a, c, fukoksantynę czy karotenoidy. Wytwarzają polisacharydy takie, jak np. β -glukan. Tylakoidy u form zdolnych do prowadzenia fotosyntezy ułożone są w grupy po trzy. Klasyfikowane były wcześniej jako "złote algi", a ich przedstawiciele występujące w wodach słodkich różnych regionów świata [19].

Haptophyta – do tej grupy zalicza się algi morskie, w sumie około 500 gatunków, w zależności od zastosowanej klasyfikacji. U licznych występuje szkielet zbudowany z kalcytu. Są one niezwykle ważne z punktu widzenia wiązania dwutlenku węgla w oceanach oraz tworzenia wapiennych skał osadowych – ich szkielety tworzą osady tego minerału. Okresowe zakwity haptofitów mogą obejmować nawet tysiące kilometrów kwadratowych powierzchni mórz. Jak obecnie się sądzi, plastydy pochodzą najprawdopodobniej od alg czerwonych zawierający chlorofil c jako główny barwnik fotosyntetyzujący [1].

Dinophyta (bruzdnice) - są one niezwykle ważnym elementem planktonu morskiego oraz wód słodkich. Mają pancerzyk zbudowany z płytek celulozowych. Większość gatunków to organizmy morskie. Dość charakterystyczną cechą tych alg są wici obecne zarówno na końcach, jak i po bokach komórki. Są zdolne do prowadzenia fotosyntezy lub też przy braku odpowiedniej ilości światła, pobierają energię jako heterotrofy. Ich komórki zawierają chlorofil a i c w swoich chloroplastach, a także karotenoidy. Skrobia jest u bruzdnic materiałem zapasowym i bardzo podobna pod względem budowy przestrzennej do skrobi obecnej u roślin lądowych. Niektóre z tych alg są zdolne do wytwarzania toksyn [10].

Cryptophyta (kryptofity) – algi te zaliczane są również do wiciowców. Zwykle występują jako formy jednokomórkowe, w niektórych przypadkach tworzą kolonie. Ich komórki mają po dwie wici i są mniej lub bardziej spłaszczone bocznie. Chromatofory mają barwę od brązowej do niebieskozielonej. Występują u nich chlorofil a i c, fikobiliny, ksantofile oraz β -karoten. Niekiedy powodują zakwity w miejscach występowania przy odpowiednim stężeniu pierwiastków biogennych. Chloroplasty kryptofitów otoczone są czterema błonami lipidowymi [20].

Chlorarachniophyta – jest to stosunkowo nieliczna gatunkowo grupa mikroalg odkryta w wodach tropikalnych. Pewne gatunki można spotkać także w wilgotnym piasku. Komórki o kształcie ameboidalnym z filopodiami oraz pojedynczą wicią lokomotoryjną. Z barwników obecne są u nich chlorofil a i b oraz karotenoidy. Genom tych alg jest dość zredukowany, a oprócz podziałów komórkowych występuje u nich również rozmnażanie płciowe [21].

Euglenophyta - można je stosunkowo często spotkać zarówno w wodach słodkich, jak i w słonych. Charakteryzują się występowaniem pojedynczej lub podwójnej wici.

W chloroplastach obecny chlorofil a i b, karoteny i ksantofile. Nie mają ściany komórkowej, dzięki czemu ich komórki mogą w dużym zakresie zmieniać swój kształt. Zdolne są do prowadzenia procesu fotosyntezy w obecności odpowiedniej ilości światła. Przy jego braku lub gdy jest zbyt słabe, pobierają energię do procesów życiowych jak heterotrofy. Rozmnażanie u tych alg przebiega poprzez podział komórki. Wytwarzają paramylon oraz chrysolaminę jako materiały zapasowe [17, 10].

Bacillariophyta (okrzemki) – jest to znana od dawna i prawdopodobnie najbogatsza gatunkowo grupa mikroalg. Zasadniają one licznie praktycznie wszystkie miejsca na naszej planecie, gdzie woda występuje w stanie ciekłym oraz jest dostęp do odpowiedniej ilości światła. Charakterystyczny jest dla nich dwuczęściowy pancerzyk zbudowany z krzemionki, a także brak wici. Często wykorzystuje się niektóre z gatunków okrzemek jako bioindykatory do oceny stanu danego środowiska – wiele z nich wykazuje znaczną wrażliwość na zanieczyszczenia pochodzenia antropogenne [17, 22].

Do oceny przynależności taksonomicznej poszczególnych gatunków, rodzajów czy rodzin alg wykorzystuje się obecnie zarówno analizę wybranych, istotnych genów kodujących np. białka, jak i np. analizę profilu kwasów tłuszczowych. Ta druga metoda wydaje się być szczególnie przydatna w przypadku mikroalg eukariotycznych, w tym Chlorophyta, które charakteryzują się względnie stałym składem poszczególnych lipidów komórkowych. Analiza profilu kwasów tłuszczowych jest także przydatna w trakcie selekcji potencjalnie przydatnych w danej gałęzi przemysłu gatunków. Wcześniej opisywane osobno Pyrrhophyta czy Chromophyta obecnie włączono do innych grup. [4].

Jeżeli chodzi o skład chemiczny komórek mikroalg, występują w nich w znacznych ilościach białka, lipidy i węglowodany. Jednak ich wzajemne proporcje mogą znacznie różnić się u poszczególnych gatunków, a nawet być zależne od fazy wzrostu oraz aktualnej dostępności substancji pokarmowych [23]. To sprawia, że są one istotnym pokarmem dla wielu wodnych organizmów. Szacuje się, że biomasa alg oceanicznych zawiera około 1% węgla w obiegu fotosyntezy. Rocznie pochłaniają w granicach $30-50 \times 10^{15}$ g węgla. Z tego powodu pełnią kluczową rolę w obiegu tego pierwiastka w przyrodzie [24]. Jeżeli chodzi o witaminy i minerały, występują i nich praktycznie wszystkie, lecz w zmiennych ilościach. Wiele aktywnych biologicznie związków jest wytwarzanych w komórkach mikroalg (tab.1). Pewne gatunki nie są w stanie wytwarzać niektórych z nich i muszą je pobierać z zewnątrz. Można tutaj wymienić karotenoidy, chlorofile, liczne polisacharydy [23].

Tabela 1. Skład komórkowy wybranych gatunków mikroalg [23, 25]

Gatunek	Węglowodany [% s.m.]	Białka [% s.m.]	Lipidy [% s.m.]	Barwniki [% m.m.]
<i>Aphanothece microscopica</i>	13,4-17,6	41,3-49,3	7,1-7,9	-
<i>Arthrospira platensis</i>	15,0-26,97	45,0-62,2	8,04-13-79	-
<i>Botryococcus braunii</i>	2,38	39-61	33	13,05
<i>Chlamydomonas reinhardtii</i>	17	48	21	-
<i>Chlorella vulgaris</i>	16,74	40,95	9,95	12,41
<i>Chlorella pyrenoidosa</i>	23,32	45,02	22,89	-
<i>Dunaliella tertiolecta</i>	13,95	29,41	11,44	7,61
<i>Dunaliella salina</i>	38,8	11,3	28,6	-
<i>Nanochloropsis sp.</i>	8-14	33-44	22-31	-
<i>Nanochloropsis oculata</i>	23,3	30,8	18,5	-
<i>Porphyridium cruentum</i>	22,8-39,3	27,7-40,8	5,78-7,55	-
<i>Scenedesmus obliquus</i>	10-17	50-56	12-14	-
<i>Synechococcus sp.</i>	15	63	11	-

W odpowiedzi na czynniki stresowe algi wytwarzają liczne metabolity wtórne, podobnie jak to ma miejsce w wypadku roślin lądowych. Część gatunków produkuje substancje o działaniu antybakteryjnym czy przeciwwirusowym. Ułatwiają im one przetrwanie w środowisku i obronę przed patogenami. Przykładem może być cyjanobakteria z gatunku *Nostoc commune*, która wytwarza noskominę, aktywną wobec *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus* czy *Escherichia coli*. Z kolei ekstrakty metanolowe z *Fischerella sp.* wykazują aktywność wobec *Mycobacterium tuberculosis* [25].

Wymienia się dwie kategorie czynników zewnętrznych wpływających na efektywność wzrostu alg:

- czynniki abiotyczne, niezależne od zagęszczenia populacji danego gatunku, czyli temperatura, natężenie światła, skład chemiczny wody, rodzaj podłoża itp.,
- czynniki biotyczne, wśród których najistotniejsze są zagęszczenie populacji, oddziaływania między różnymi gatunkami występującymi obok siebie, w tym konkurencja, pasożytnictwo, drapieżnictwo. Do tego dochodzą oddziaływania wewnątrzgatunkowe: wielkość i kształt komórek, rozmieszczenie barwników, wymagania fizjologiczne [26].

Wiele współcześnie żyjących alg wykazuje dużą plastyczność środowiskową. To pozwala adaptować im się do zmieniających się czynników abiotycznych czy zasiedlać nowe ekosystemy [26]. Część gatunków typowo morskich wykazuje mniejszą tolerancję na zmiany parametrów środowiska zewnętrznego. Skład chemiczny wody morskiej jest względnie stały i nie wykształciły mechanizmów adaptacyjnych w przypadku znacznych jego wahań. Dobrym przykładem są gatunki np. alg symbiotycznych występujące w koralowcach, gdzie już niewielkie zmiany temperatury mogą zahamować ich rozwój [10]. Są to gatunki stenotopowe o wąskim zakresie tolerancji. Ich przeciwieństwem są gatunki eurytypowe mające szerokie spektrum ekologiczne w odniesieniu do poszczególnych czynników, w tym temperatury, nasłonecznienia czy dostępności składników odżywczych.

Szczególnie istotne są w wypadku gatunków prowadzących fotosyntezę dostępność światła oraz dostępność substancji odżywczych. To determinuje tempo ich wzrostu. Również jeśli chodzi o natężenie światła wymagania poszczególnych gatunków są różne. Niektóre, w tym *Chlamydomonas*, wytwarzają barwniki ochronne, zapobiegające negatywnemu wpływowi silnego nasłonecznienia na barwniki fotosyntetyczne. Z kolei np. *Oscillatoria* preferują niższe natężenie światła [26].

2.2 Mikroalgi w inżynierii środowiska, przemyśle i biotechnologii

2.2.1. Produkcja biogazu

W przemyśle spożywczym oraz rolnictwie powstają znaczne ilości odpadów organicznych. Fermentacja metanowa jest obecnie szeroko stosowana do produkcji energii odnawialnej z tego surowca [27]. Podobnie jak ma to miejsce u roślin uprawnych, również algi mają zdolność kumulowania we wnętrzu swoich komórek substancji zapasowych w postaci lipidów czy polisacharydów oraz budulcowych takich, jak białka. Substancje te z powodzeniem można przekształcać po pozyskaniu biomasy alg w bioenergię w procesach biotechnologicznych – przede wszystkim w biometan i biopaliwa ciekłe. Najważniejszym czynnikiem pozwalającym na wykorzystanie alg jako na źródło surowca energetycznego jest bardzo szybkie tempo ich wzrostu oraz niewielkie wymagania jeżeli chodzi o powierzchnię uprawną [28].

Jak wskazują obecne badania, obiecującym źródłem biomasy do produkcji biogazu są również algi. Istnieją jednak pewne problemy w ich wykorzystaniu. Ich hodowla jest nieco bardziej skomplikowana niż uprawa roślin. Wymagają do wzrostu odpowiedniej ilości światła, dwutlenku węgla oraz składników odżywczych rozpuszczonych w wodzie. W celu pozyskania biomasy w odpowiednio dużych ilościach konieczne jest prowadzenie hodowli ciągłej, w wielu wypadkach również instaluje się sztuczne oświetlenie, co wpływa negatywnie na bilans ekonomiczny całego procesu [8]. W optymalnych warunkach hodowlanych, w ciągu doby wiele gatunków alg może podwoić liczebność swoich komórek w zawieszynie hodowlanej, co równocześnie przekłada się na ilość kumulowanych substancji energetycznych [28]. Niewątpliwą jednak zaletą alg w omawianym zakresie jest możliwość ich hodowli na różnorodnych surowcach odpadowych. Można tutaj wymienić tak kłopotliwe odpady, jak ścieki z przemysłu rolno-spożywczego czy odsiarczony gaz przemysłowy jako źródło CO₂ [29].

Jest kilka etapów beztlenowego rozkładu materii organicznej w procesie produkcji biogazu w trakcie fermentacji beztlenowej:

- biopolimery ulegają hydrolizie przez enzymy bakteryjne do pojedynczych monomerów, np. polisacharydy hydrolizują do monosacharydów,
- następuje konwersja cukrów prostych do kwasów, aldehydów lub alkoholi w trakcie procesu fermentacji beztlenowej,
- powstaje metan z dwutlenku węgla uwolnionego w trakcie fermentacji przez mikroorganizmy metanogenne i bakterie właściwe [30].

Bardzo ważnym etapem warunkującym optymalną wydajności procesu fermentacji metanowej jest „octanogeneza”. Wyższe kwasy organiczne rozkładane są do kwasu octowego, dwutlenku węgla i wodoru. W trakcie metanogenezy z dwutlenku węgla mikroorganizmy metanogenne wytwarzają metan. W hydrolizie kwaśnej biorą udział bakterie z rodzaju *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Clostridium* czy *Bifidobacterium*. Za wytwarzanie kwasu octowego odpowiadają między innymi *Syntrophomonas* czy *Syntrophobacter*. Dzięki ich działalności powstają właściwe substraty dla metanogenów. Cały zespół mikroorganizmów musi ze sobą współpracować: produkty metabolizmu jednych, są bowiem substratami dla innych gatunków. Optymalna temperatura samej metanogenezy mieści się w granicach 35-45°C przy względnie obojętnym pH. Wahania odczynu są normalnym zjawiskiem [31].

Z biogazu można produkować zarówno ciepło poprzez jego spalanie, jak i prąd elektryczny [32]. Beztlenowa fermentacja biomasy alg ma kilka zalet:

- wysoki uzysk energii w postaci węglowodorów,
- brak konieczności suszenia biomasy,
- dwutlenek węgla z procesu fermentacji może zostać użyty do wspomagania hodowli kolejnych pokoleń alg,
- pozostałości po procesie fermentacji metanowej mogą być użyte w charakterze nawozu w rolnictwie [32].

W praktyce stosuje się dwa sposoby wykorzystania biomasy alg do produkcji biogazu. W pierwszym wypadku z biomasy ekstrahuje się lipidy, które służą do produkcji biodiesla, a pozostałe wytloki o niskiej zawartości tłuszczu poddaje się fermentacji metanowej. W drugim wypadku stosuje się bezpośrednio biomasę alg bez wcześniejszej obróbki. Połączenie produkcji biodiesla z wykorzystaniem wytlóków do fermentacji metanowej jest korzystne z punktu widzenia ekonomii procesu. Dodatkowo, mniejsza zawartość tłuszczów w substracie poprawia przebieg fermentacji metanowej [33].

Istnieje kilka czynników, które wpływają w istotny sposób na wydajność procesu produkcji biometanu. Jednym z ważniejszych jest stosunek ilości związków węgla w biomacie do ilości związków azotowych. Najlepszą wydajność produkcji tego gazu osiąga się przy wartości C/N w przedziale 20/1 do 30/1. Niestety, biomasa z alg charakteryzuje się większą zawartością związków azotu niż podany wyżej stosunek i C/N może wynosić w niej poniżej 10/1. To z kolei wpływa niekorzystnie na cały proces i powoduje powstawanie znacznych ilości azotu amonowego, przede wszystkim wskutek rozkładu białek obecnych w komórkach, co może podnosić pH i stwarzać niekorzystne warunki życia dla mikroorganizmów metanogennych. W połączeniu ze stosunkowo wysokim stężeniem lipidów

w biomacie mikroalg hamuje to proces metanogenezy. Z tego powodu nie stosuje się samej ich biomasy do omawianego procesu, a wykorzystuje się ją jako dodatek, do innych surowców takich, jak odpady rolnicze w postaci kiszonki kukurydzy czy z innych roślin [27]. Poszukuje się też alternatywnych do odpadów roślinnych źródeł biomasy, które będą surowcem do produkcji biogazu, również z dodatkiem alg. Odpadki po uboju np. krów także mogą być dodawane do biomasy roślinnej poddawanej fermentacji. Z gatunków mikroalg przydatnych w takim połączeniu substratów wymienia się np. *Platymonas subcordiformis* czy *Arthrospira platensis* [34].

Mikroalgi w produkcji biogazu można także dodawać do osadów ściekowych pochodzących z oczyszczalni ścieków komunalnych poddawanych procesowi fermentacji metanowej. Taki dodatek zauważalnie poprawia przebieg tego procesu i jest korzystny ze względów ekonomicznych [35]. Również w wypadku osadów ściekowych stosowanych przy kofermentacji z biomasą alg ważne jest zachowanie w substracie wyżej wymienionych proporcji zawartości węgla do azotu. Dotychczasowe wyniki badań wskazują, że dodatek biomasy alg do osadów ściekowych poddawanych fermentacji metanowej poprawia wydajność procesu i zwiększa stężenie samego metanu w biogazie [36].

Wydajność produkcji mikroalg w optymalnych warunkach wynosić może nawet ponad 100 t/ha w roku i jest wielokrotnie wyższa niż ma to miejsce w uprawie roślin lądowych. Również wymagana powierzchnia do ich hodowli jest znacznie mniejsza niż konieczna dla roślin uprawnych [27]. Poszczególne gatunki alg charakteryzują się często dużą zawartością lipidów, białek, a u niektórych występuje również skrobia magazynowana w charakterze materiału zapasowego. Brak trudno rozkładalnej ligniny lub pektyn sprawia, że są dobrym substratem dodatkowym do prowadzenia fermentacji metanowej. Ilość produkowanego metanu w wypadku użycia biomasy alg w zależności od zastosowanego gatunku wynosi od 140 do około 500 cm³/g [35].

Analizując skład chemiczny, biogaz powstający z biomasy mikroalg zawierać może do 75% metanu i z tego powodu charakteryzuje się wysoką kalorycznością. Jest ona również wyższa niż w wypadku zastosowania do procesu fermentacji substratu pochodzenia roślinnego [37]. Przy użyciu kiszonki kukurydzy z dodatkiem biomasy mikroalg z rodzajów *Chlorella* i *Scenedesmus* zawartość metanu w powstającym biogazie wynosi zwykle około 65% przy wydajności kształtującej się na poziomie około 400 cm³/g s.m. [27]. Istnieje możliwość użycia biomasy mikroalg do produkcji biogazu pochodzącej ze zeutrofizowanych zbiorników. Jej usuwanie ma korzystny wpływ na ekosystem wodny, jednak wykorzystanie może narażać na pewne problemy związane z różnorodnym składem gatunkowym,

zróżnicowanym składem chemicznym oraz nie do końca przewidywalnym wzrostem w poszczególnych akwenach wodnych [29].

Po procesie fermentacji metanowej powstają odpady stałe oraz płynne odcieki. Te drugie są dość problematycznym odpadem, jednak zawierają znaczne ilości związków organicznych, azotu oraz fosforu. Mogą być zatem substratem do hodowli mikroalg. Algi z rodzaju *Scenedesmus* wydajnie rosną na takiej pożywce, dając znaczne przyrosty biomasy [38]. Z innych gatunków, które można z powodzeniem stosować do usuwania pierwiastków biogennych z odcieków po fermentacji metanowej wymienia się *Arthrospira platensis* czy *Chlorella vulgaris* [39].

2.2.2. Produkcja biopaliw ciekłych

Jak wcześniej wspomniano, wiele gatunków alg cechuje stosunkowo duża zawartość lipidów w komórkach. U niektórych stwierdza się obecność kwasów tłuszczowych nasyconych o długości łańcuchów C10, C12 i C14. Z kolei inne algi są zdolne do syntezy kwasów tłuszczowych długołańcuchowych, nie spotykanych w komórkach zwierzęcych. Najczęściej jednak są to kwasy o długości łańcucha węglowego od C16 do C18, w tym takie związki chemiczne, jak kwas linolenowy, palmitynowy, stearynowy i oleinowy. Są one także dobrym źródłem wielonienasyconych kwasów tłuszczowych, np. kwasu dokozaheksaenowego (DHA) i kwasu eikozapentaenowego (EPA), niezwykle istotnych w przemyśle spożywczym lub kosmetycznym [4].

Obecnie biodiesel produkowany jest przede wszystkim oleju rzepakowego, sojowego oraz oleju palmowego. Są to rośliny konsumpcyjne i wykorzystywanie ich w celach energetycznych budzi coraz większe kontrowersje ze względów ekologicznych. Ich uprawa zajmuje duże arealy, a w wypadku oleju palmowego dochodzi do niszczenia naturalnych lasów deszczowych [40]. Dążenie do wdrażania ekologicznych metod pozyskiwania energii wymuszają poszukiwanie alternatywnych jej źródeł. Przykładem może być biodiesel produkowany z powodzeniem z oleju pozyskanego z biomasy omawianych w niniejszej pracy organizmów. Z kolei do produkcji bioetanolu wykorzystuje się fermentację alkoholową zawartych w ich komórkach węglowodanów. W obu wypadkach produkcja takich paliw wymaga wielu etapów i czynności technologicznych. Pierwszym z nich jest hodowla i pozyskanie odpowiedniej ilości biomasy alg. Nie ma tutaj konieczności zachowywania wysokich standardów czystości substratu będącego dla nich pożywką, zatem stosuje się do tego celu również ścieki komunalne lub pochodzące z przemysłu spożywczego [41]. Po zakończeniu fazy intensywnego wzrostu w bioreaktorach lub stawach, zbiera się algi. Do tego

celu wykorzystuje się różnorakie techniki, w tym filtrację, sedymentację biologiczną czy chemiczną flokulację. Szczególnie polecana jest flokulacja ze względu na zmniejszone ryzyko uszkodzenia oraz szybkiego zamierania komórek, co jest zjawiskiem niekorzystnym. Dodanie do roztworu hodowlanego odpowiednich substancji sprzyja osadzaniu się alg na ścianach bioreaktora, co umożliwia ich sprawne pozyskiwanie [42].

Produkcja surowej biomasy alg to pierwszy etap. Przed samym procesem produkcji biodiesla konieczne jest uwolnienie z komórek mikroalg zawartych w nich lipidów. Są one zlokalizowane wewnątrz nich w tzw. ciałkach tłuszczowych. Są one dla tych organizmów substancjami zapasowymi, podobnie jak ma to miejsce u zwierząt czy roślin wyższych [43]. Największym wyzwaniem z ekonomicznego punktu widzenia jest uwolnienie powyższych lipidów z wnętrza komórek. Muszą one być oddzielone w jak największym stopniu od pozostałych cząsteczek organicznych: cukrów, białek czy kwasów nukleinowych. Biomasa alg po zbiorze ma postać pasty i zawiera 5-25% suchej masy. Jej odwodnienie jest obecnie najbardziej kosztownym procesem. Jego rezultatem powinien być surowiec o zawartości około 75% suchej masy komórkowej. Proces odwadniania łatwiej przeprowadzić u alg mających komórki większych rozmiarów, łatwiej poddających się procesowi autoflokulacji [44].

Bardzo skuteczne jest suszenie biomasy mikroalg przy użyciu suszarki rozpyłowej. Sam proces przebiega szybko z dużą wydajnością. Zadowalające rezultaty uzyskać można również poprzez zastosowanie suszenia solarnego, jeżeli warunki atmosferyczne pozwalają na to. Wysuszone komórki rozdrabniane są następnie np. ultradźwiękami, a to umożliwia uwolnienie zawartego w nich oleju. Ostatnia faza produkcji biodiesla obejmuje, podobnie jak w wypadku oleju roślinnego, transestryfikację. W specjalnych zbiornikach w obecności katalizatora uzyskuje się estry metylowe kwasów tłuszczowych, które można już użyć jako dodatek do paliwa [41]. Jako katalizatory do procesu transestryfikacji pozyskanych wcześniej glicerydów wykorzystywane są kwasy, zasady oraz enzymy lipolityczne. Znacznie wydajniejsze są w tym wypadku katalizatory zasadowe takie, jak wodorotlenek sodu. Z kolei zastosowanie enzymów, mimo ich dużej wydajności, nie ma jednak na chwilę obecną uzasadnienia ekonomicznego i nie stosuje ich na większą skalę [45].

Ilość produkowanego oleju z biomasy pochodzącej z mikroalg zależna jest od zastosowanego gatunku, warunków jego hodowli, w tym zastosowanej pożywki (tab.2). W porównaniu do roślin wyższych, charakteryzują się one stosunkowo wysoką zawartością lipidów w suchej masie, sięgającą u niektórych gatunków nawet 60-70%. Najważniejszą ich zaletą jest jednak to, że nie są konkurencją jeżeli chodzi o przestrzeń hodowlaną dla roślin

uprawianych w celach żywnościowych. Ich hodowla wymaga też o wiele mniejszych powierzchni. W optymalnych warunkach przy silnym nasłonecznieniu mogą one w ciągu doby podwoić swoją biomasę. Można zatem sądzić, że w niedalekiej przyszłości staną się doskonałym surowcem do pozyskiwania lipidów stosowanych później do produkcji biodiesla. Również modyfikacje genetyczne mogą znacząco poprawić ich wydajność w tym zakresie [46]. Lipidy z biomasy alg to nie tylko dobry surowiec do produkcji biodiesla. Z oleju uzyskanego z biomasy alg można także, przy zastosowaniu hydrokonwersji, produkować syntetyczną benzynę. Może ona się stać ratunkiem dla tradycyjnych silników spalinowych, obok biodiesla [3].

Tabela 2. Porównanie wybranych roślin oraz mikroalg w kontekście wydajności produkcji biodiesla [41]

Surowiec	Zawartość oleju [%]	Wydajność oleju [l/ha/rok]	Wykorzystanie terenu [m ² /rok/kg]	Produktywność biodiesla [kg/ha/rok]
Soja	18	636	18	562
Rzepak	41	974	12	862
Palmy	36	5366	2	4747
Mikroalgi	30-70	58700-136900	0,1-0,2	51927-121104

Produkcja bioetanolu z biomasy mikroalg jest znacznie prostsza niż ma to miejsce w wypadku wytwarzania biooleju napędowego. Po wyhodowaniu i pozyskaniu odpowiedniej masy komórek, a następnie ich dezintegracji w celu uwolnienia zwartych w nich substancji organicznych, przeprowadza się hydrolizę (scukrzenie) polisacharydów, głównie skrobi do glukozy. Cukry proste stanowią już bezpośrednią pożywkę dla drożdży prowadzących fermentację alkoholową. Zwykle wykorzystuje się do tego celu drożdże z gatunku *Saccharomyces cerevisiae*. Po zakończeniu fermentacji, tak jak w wypadku zastosowania tradycyjnego surowca roślinnego, przeprowadza się destylację konieczną do uzyskania czystego etanolu. Alternatywną metodą jest produkcja bioetanolu przy użyciu *Chlorococcum litorale* [47].

Nie tylko hodowla alg w warunkach sztucznych może być źródłem surowca do produkcji biopaliw. Wody powierzchniowe, również w naszym kraju, są często silnie zanieczyszczone, a w zeutrofizowanych zbiornikach dochodzi w okresie letnim do masowych zakwitów alg. Niekiedy są to ogromne ilości biomasy, którą również można pozyskać, gdyż zwykle albo ulega rozkładowi biologicznemu, albo po wyrzuceniu na brzeg jest zbierana i usuwana na wysypiska. Algi z otwartych zbiorników można zbierać za pomocą specjalnych

platform wyposażonych w napęd oraz system do zagęszczania biomasy, np. poprzez filtrację lub flokulację [48]. W Chinach opatentowano technologię zbioru alg z powierzchni jezior za pomocą instalacji składającej się z rurociągu, urządzenia do oddzielania nadmiaru wody od zawiesiny alg oraz pompy. Taki rurociąg umieszczany jest na wodzie, a jego wylotowa część znajduje się pod powierzchnią wody [49].

Algi niektórych gatunków wykorzystywane do produkcji biopaliw można hodować zarówno w cyklu fototroficznym, gdzie źródłem węgla będzie dwutlenek węgla, przy odpowiednio intensywnym oświetleniu, jak i w cyklu heterotroficznym. W tym drugim wypadku źródłem węgla będzie dla nich np. glukoza, fruktoza, octany, laktoza, glicerol, sacharoza czy mannoza [50]. Jest też możliwe zastosowanie stosunkowo tanich surowców, w tym sproszkowanej kukurydzy. Z gatunków, które można hodować zarówno w cyklu fototroficznym, jak i heterotroficznym wymienić można: *Chlorella vulgaris*, *Tetrademus obliquus*, *Auxenochlorella protothecoides*. Hodowla w warunkach heterotroficznym może spowodować kilkukrotnie większą wydajność produkcji lipidów w komórkach alg. Z tego powodu jest ona pożądana jeśli ich biomasa jest wykorzystywana później do produkcji biodiesla [51].

W celu optymalizacji przyrostu biomasy alg można zastosować różne dodatki do pożywki jeżeli zależy nam na dużej wydajności produkcji lipidów. W cyklu heterotroficznym hodując *Schizochytrium limacinum* jako dodatek stymulujący wykorzystać można odpady po wcześniej przeprowadzonej transestryfikacji zawierające glicerol w połączeniu np. z metanosulfonianem etylu (EMS). Zawartość lipidów w biomacie tych alg przy zastosowaniu heterotroficznego cyklu hodowli może sięgać ponad 40% w suchej masie. Zależna jest jednak w dużej mierze od stężenia poszczególnych składników pożywki, dostępu do tlenu czy od temperatury [52].

2.2.3. Produkcja biowodoru

Do procesu produkcji wodoru z biomasy różnego pochodzenia stosuje się obecnie najczęściej metody termochemiczne. Przydatne do tego celu są odpady z przemysłu spożywczego, odpady rolnicze czy pochodzące z przemysłu drzewnego. Proces gazyfikacji takiego surowca odbywa się w temperaturze powyżej 1000 K w obecności powietrza lub mieszaniny tlenu i pary wodnej. Produktem jest mieszanina CO, CO₂ i CH₄ [53]. Optymalizacja procesu pozwala uzyskać około 60% H₂ w takim gazie po pirolizie wyżej wymienionych surowców. Wilgotność substratu powinna mieścić się w granicach 10-20%, przy której osiąga się najlepsze rezultaty [54].

Dodatek do wyżej wymienionych substratów biomasy alg może zmienić proporcje ilościowe poszczególnych związków chemicznych i pierwiastków w uzyskanym gazie. Przykładem może być zastosowanie mieszaniny granulowanych osadów ściekowych do których dodano biomasę alg z rodzaju *Phaeophyta*. Pozwoliło to na zmniejszenie stężenia CO₂ przy równoczesnym zwiększeniu zawartości CH₄. Jednak zawartość wodoru nie zmienia się w porównaniu do zastosowania tradycyjnych surowców [55]. Dotychczasowe badania pozwalają stwierdzić, że dobrym dodatkiem do substratu wykorzystywanego do produkcji biowodoru w procesie pirolizy jest biomasa takich alg, jak *Spirulina* (*Arthrospira*), *Cladophora* oraz *Lyngbya*. Uzyskana z nich użyciem mieszanina gazów zawiera do około 48% wodoru [56].

Bardzo dobre rezultaty uzyskuje się stosując warunki w których woda ma właściwości cieczy nadkrytycznej. Przy ciśnieniu 22 MPa oraz temperaturze rzędu 450-600°C można osiągnąć szybką dekompozycję makrocząsteczek organicznych [57]. Bardzo ważnym parametrem jest temperatura procesu, która wpływa na skład powstającego gazu. Powyżej 500°C zwiększa się zawartość szkodliwych produktów rozpadu biomasy, np. fenoli, substancji smolistych. Jest to niekorzystne z punktu widzenia późniejszej technologii oczyszczania takiego gazu. Stosując zaś wodę w warunkach nadkrytycznych i temperaturze poniżej 500°C dochodzi do szybkiego rozpadu biomolekół, przy równoczesnym zmniejszeniu ilości toksycznych i szkodliwych związków organicznych w produkcie [58].

Alternatywną metodą produkcji biowodoru z alg dla pirolizy są metody biologiczne, wykorzystujące fermentację np. glukozy do octanu z uwolnieniem CO₂ i H₂. Wielu autorów wskazuje, że jest to najbardziej efektywna metoda produkcji wodoru z biomasy. Od dawna mikrobiolodzy wiedzieli, że niektóre bakterie są zdolne do prowadzenia takiego procesu, np. przedstawiciele rodzaju *Clostridium*, *Enterobacter*, *Klebsiella* czy *Shigella* [56]. W wypadku bakterii z rodzaju *Clostridium* dochodzi do fermentacji butyrowo/butanowej. Z kolei u przedstawicieli rodziny *Enterobacteriaceae* czy rodzaju *Bacillus* dominuje fermentacja kwasowa mieszana. Dla wydajnej produkcji wodoru kluczowy jest odpowiedni dobór typu prowadzonej fermentacji [59]. Najwyższą wydajność uzyskuje się stosując jako surowiec do fermentacji cukry takie, jak sacharoza czy celobioza. Wynosi ona do 6 mol H₂ na 1 mol zastosowanego substratu. Również glukoza czy fruktoza są odpowiednimi substancjami odżywczymi dla zastosowanych do fermentacji bakterii. Optymalny jest odczyn lekko kwaśny wynoszący około 5 [60].

Okazało się, że także niektóre gatunki alg mogą być użyteczne do wytwarzania wodoru w procesie fotolizy wody. Dochodzi do rozpadu cząsteczki wody na tlen i jony

wodorowe, które następnie redukowane są do gazowego wodoru. Biorą w tym procesie udział dwa kompleksy enzymatyczne: fotosystem I (PSI) i fotosystem II (PSII) znajdujące się w tylakoidach alg zdolnych do fotosyntezy [56].

Obecnie proponuje się łączne zastosowanie alg i bakterii do wytwarzania tego gazu - algii w trakcie fotofermentacji oraz bakterie w fazie bez dostępu światła. Głównym problemem jest w takim wypadku koszt surowców. Konieczne jest zapewnienie optymalnej pożywki zarówno przydatnej algom, jak i bakteriom. Musi zawierać węglowodany przy możliwie niskim stężeniu związków azotu. Z kolei algi wykorzystują związki azotowe i fosforowe od wzrostu i musi być tutaj zachowany kompromis. Przydatne do tego celu mogą być np. odpady z przemysłu spożywczego, rolnictwa, które będą służyć jako źródło substancji odżywczych dla obu grup mikroorganizmów [59].

Obecnie możliwe jest również zastosowanie samych mikroalg do wytwarzania biowodoru. W procesie fotosyntezy następuje, obok wiązania CO₂, również hydroliza wody z wytworzeniem tlenu, dwóch protonów oraz dwóch elektronów. Proces ten przebiega na fotosystemie II w trakcie fazy jasnej w warunkach tlenowych. Następnie w fazie ciemnej następuje redukcja protonów do wodoru przy udziale enzymów z grupy hydrogenaz. Jest to ścieżka alternatywna. W standardowych warunkach przy wyższym stężeniu tlenu elektrony uzyskane z lizy wody są wykorzystywane w procesie syntezy związków organicznych z dwutlenku węgla [56]. Dla uzyskania odpowiedniej wydajności w fazie ciemnej konieczne jest zapewnienie niskiego stężenia tlenu, wynoszącego poniżej 0,1% - takie środowisko jest najbardziej optymalne do produkcji wodoru przez mikroalgi [61].

Najczęściej pod kątem produkcji biowodoru badanym gatunkiem mikroalg był *Chlamydomonas reinhardtii*, spotykany powszechnie w glebie oraz słonej wodzie. Z innych gatunków przydatnych do tego procesu wymienia się *Chlamydomonas euryale*, *Chlamydomonas noctigama*, *Desmodesmus subspicatus*, *Chlorella pyrenoidosa*, czy *Pseudokirchneriella subcapitata*. Wydajność nie jest jednak wysoka, a koszty znaczne. Z tego powodu pozyskiwanie biowodoru w procesie biologicznym nie znalazło do tej pory szerszego zastosowania [61, 62].

Obecne doświadczenia wskazują, że najbardziej obiecującym rodzajem jest *Chlorella*. Algi te są wytrzymałe na zanieczyszczenia, tolerują szeroki zakres parametrów środowiskowych, mają szybkie przyrosty [63, 64]. Dobrą wydajnością produkcji biowodoru charakteryzuje się *Chlorella sorokiniana*. W jednym z eksperymentów w trakcie 220 h uzyskano 147 cm³ wodoru. Jednak ten gatunek nie toleruje zbyt wysokiego stężenia tlenu (około 2%), co może być problemem w masowych hodowlach pod kątem wytwarzania

biowodoru. Z kolei *Chlorella salina* pomimo mniejszej wydajności wytwarzania wodoru, produkuje ten gaz przy stężeniu tlenu ponad 10% [65].

Dzięki modyfikacjom genetycznym uzyskano szczep *Chlorella* sp., który jest zdolny do wytwarzania wodoru zarówno w warunkach beztlenowych, jak i tlenowych. To znacznie usprawnić może całą technologię produkcji biowodoru przez algi [66]. Z innych mikroalg o dużym potencjale w zakresie syntezy biowodoru wymienia się również *Platymonas subcordiformis*. Jest to gatunek wymagający do wzrostu wody morskiej, co może stwarzać niekiedy problemy. W jej wypadku również warunki anaerobowe oraz usunięcie związków siarki z roztworu hodowlanego poprawia wydajność procesu wydzielania tego gazu [67]. Koncentracja biomasy w roztworze hodowlanym również wpływa wyraźnie na wytwarzanie wodoru przez powyższy gatunek. Większe zagęszczenie komórek powoduje zwiększenie ilości wytwarzanego wodoru. Korzystne jest zatem prowadzenie hodowli przy dużym zagęszczeniu komórek w jednostce objętości. Warunki beztlenowe zaś powodują syntezę w u tych alg Fe-hydrogenazy, która jest odpowiedzialna za produkcję omawianego gazu [68].

W przypadku mikroalg prokariotycznych, potencjał do wykorzystania w procesie produkcji wodoru na drodze biologicznej mają *Arthrospira platensis*, *Anabaena siamensis* czy *Gloeocapsa alpicola*. Dodatek substancji odżywczych w postaci cukrów do roztworu hodowlanego wyraźnie zwiększa wydajność w ich wypadku, która może dochodzić do 2 μg H_2 na 1 mg suchej masy alg. W tym procesie powstają również niskocząsteczkowe kwasy organiczne czy alkohol etylowy, które również można wykorzystać w różnych gałęziach przemysłu [56].

2.2.4. Przemysł spożywczy, farmaceutyczny i rolnictwo

Pierwszym komercyjnym przykładem wykorzystania mikroalg, które miało miejsce w roku 1970, była produkcja przemysłowa β -karotenu. W kolejnych latach z komórek *Haematococcus pluvialis* rozpoczęto pozyskiwanie astaksantyny, a z *Cryptothecodinium cohnii* długołańcuchowych wielonienasyconych kwasów tłuszczowych. Szybko pojawiło się wiele kolejnych zastosowań tych organizmów w przemyśle spożywczym czy kosmetycznym [4]. Algi okazały się być bogatym źródłem wielu cennych związków wykorzystywanych do produkcji żywności, kosmetyków, a nawet farmaceutyków. Można tutaj wymienić liczne substancje barwne, węglowodany, lipidy, białka. Są też doskonałym źródłem cennych mikroelementów. Jest też szereg substancji pozyskiwanych z biomasy alg, które stosuje się jako dodatki funkcjonalne do żywności ze względu na cenne właściwości biologiczne. Należą

one najczęściej do metabolitów wtórnych wytwarzanych w odpowiedzi na różnorakie bodźce zewnętrzne [3].

Na przestrzeni lat 2011-2015 odnotowano na świecie zwiększone zainteresowanie oraz znaczący wzrost sprzedaży preparatów specjalnego przeznaczenia spożywczego, suplementów diety oraz leków dostępnych bez recepty. Brak czasu i nieprawidłowe nawyki żywieniowe powodują, że społeczeństwo interesuje się coraz częściej szybkimi sposobami zbilansowania planów żywieniowych. Wśród preparatów kosmetycznych i suplementów diety jest coraz więcej również takich, do produkcji których wykorzystywane są algi lub substancje z nich pozyskane. Pigułki, proszki, liofilizaty, kapsułki to najczęściej wykorzystywana komercyjnie ich postać. W preparatach tych zwykle stosuje się sinice z gatunków *Arthrospira platensis* i *Arthrospira maxima* (wcześniej *Spirulina* - pod taką nazwą handlową są zwykle dostępne). Ich tkanki zawierają cenne mikroelementy, witaminy, kwasy tłuszczowe czy polisacharydy. Naturalnie algi te występują w tropikalnej i subtropikalnej Ameryce Południowej, Afryce i Azji. Są dobrą i tanią alternatywą dla np. brunatnic zbieranych od tysięcy lat przez mieszkańców nadmorskich terenów i używanych jako dodatek do diety ludzi oraz pasz dla zwierząt. Do celów komercyjnych hodowane są na skalę przemysłową w pożywkach o odpowiedniej czystości [9].

W 2014 światowa produkcja alg z rodzaju *Arthrospira* sp. wyniosła 86 tys. ton, a w roku 2016 było to już 128 tys. ton. Widać wyraźnie tendencję wzrostową oraz zwiększające się zainteresowanie przemysłu spożywczego i kosmetycznego tym surowcem [69]. Również bardzo popularna jest biomasa alg z rodzaju *Chlorella* sp. jako źródło substancji odżywczych i chlorofilu. Dodanie produktów zawierających algi do jadłospisu pozwala na uzupełnienie diety o pełnowartościowe białko, liczne mikroelementy i lipidy, wpływające korzystnie na zdrowie człowieka i wspomagające naturalne procesy metaboliczne. Wielokrotnie wykazano ich pozytywne działanie jeżeli chodzi o poprawę pamięci i koncentracji, przy leczeniu chorób układu krążenia, leczeniu chorób reumatycznych, w terapii cukrzycy itp. Niektóre z substancji czynnych w nich zawartych mogą wpływać pozytywnie na łagodzenie stanów zapalnych, stanów bólowych, na obniżenie gorączki, zmniejszeniu stanów lękowych [70]. Z innych gatunków często wykorzystywanych w przemyśle spożywczym oraz kosmetycznym wymienić można przedstawicieli rodzajów *Dunaliella*, *Haematococcus*, *Odontella*, *Aphanizomenon*, *Porphyridium*, *Schizochytrium* czy *Scenedesmus* [69].

Naturalne barwniki występujące w komórkach alg są stosowane powszechnie do produkcji żywności. Przede wszystkim dotyczy to β -karotenu, w mniejszym stopniu innych związków [3]. Niektóre gatunki, w tym *Dunaliella salina* i *Haematococcus pluvialis* są

bogatym źródłem tokoferoli, ksantofili i właśnie β -karotenu. Związki te przydatne są w przemyśle spożywczym, jak i kosmetycznym do wyrobu licznych preparatów poprawiających urodę. Oddziałują korzystnie na nasz organizm i stosowane na skórę obniżają poziom stresu oksydacyjnego komórek, hamują naturalną degenerację kolagenu oraz kwasu hialuronowego. Barwniki takie, jak chlorofile, fikocyjaniny czy cytochromy występujące w znacznych ilościach w komórkach alg mają obecnie zastosowanie zarówno terapeutyczne, jak i kosmetyczne. Ich realną przydatność wykazano w terapii regeneracyjnej organizmu, detoksykacji czy w stanach niedotlenienia. Benzo- i naftochinony występujące u niektórych alg wykazują działanie przeciwdrobnoustrojowe, antyoksydacyjne i ochronne przed promieniami UV. Również chlorofile, oprócz karotenoidów, są chętnie stosowane do barwienia produktów spożywczych. Produkowana z *Haematococcus pluvialis* astaksantyna okazuje się być cennym składnikiem kosmetyków jako bardzo skuteczny antyoksydant [71]. Ze względu na zawartość antyutleniaczy wyciągi z alg stosuje się w preparatach do pielęgnacji skóry. Dzięki neutralizacji wolnych rodników, są one skuteczne między innymi w walce z cellulitem. Wzbogacone np. w tokoferol, penetrują do głębszych warstw skóry i oddziałują korzystnie na procesy metaboliczne oraz przyspieszają regenerację tkanek [72].

Niezwykle istotna rola nienasyconych kwasów tłuszczowych w diecie człowieka oraz żywieniu zwierząt jest powszechnie znana. Związki należące do tej grupy, oprócz źródła energii, mogą zapobiegać wystąpieniu chorób układu krążenia, ograniczać nasilenie schorzeń układu oddechowego i wspomagać leczenie pacjentów na nie cierpiących, wpływają na rozwój poszczególnych organów, wspomagają pracę komórek nerwowych. Z tego powodu Światowa Organizacja Zdrowia (WHO) oraz Food and Agriculture Organization w USA zalecają codzienne ich spożycie na poziomie 300-400 mg dla osób dorosłych w przeliczeniu na kwas EPA lub DHA. Głównym źródłem tych związków są ryby morskie. Jednak, jak się okazało, również wiele ze znanych obecnie gatunków mikroalg wytwarzają ich znaczne ilości. Niektóre należące do Chlorophyta, np. *Nannochloropsis* oraz *Tetraselmis* produkują kwas eikozapentaenowy. Z kolei u części przedstawicieli Haptophyta, np. *Isochrysis galbana* czy *Pavlova lutheri* można wykryć znaczne ilości kwasu dokozaheksaenowego. Dodatkowo, poprzez manipulowanie parametrami hodowli, można wpływać na wydajność produkcji tych związków. Czyni to te organizmy obiecującą alternatywą dla kurczących się zasobów ryb w morzach i oceanach, co jest skutkiem zarówno przełowienia, jak i zanieczyszczeń dostających się wód [73]. Szczególnie cennym źródłem wielonienasyconych kwasów tłuszczowych są algi morskie [3].

Wykorzystanie biomasy alg jako dodatku do paszy dla zwierząt jest obecnie bardziej popularne niż ich wykorzystanie w żywieniu człowieka. W licznych badaniach wykazano przydatność i mikroalg, i makroalg w tym zakresie. Z powodzeniem dzięki dodatkowi ich biomasy można zmniejszyć ilość podawanych zwierzętom gospodarskim pasz tradycyjnych opartych o takie rośliny, jak soję. Stosując algi można również wyeliminować mączki rybne, które wzbudzają coraz więcej kontrowersji, choćby w kwestii ochrony zasobów morskich. Dzięki dużej wartości odżywczej omawianych organizmów uzyskuje się dobre przyrosty takich zwierząt gospodarskich, jak krowy, owce, świnie. Z przydatnych jako pasze gatunków wymienia się przede wszystkim przedstawicieli rodzaju *Chlorella* ze względu na stosunkowo dobrze poznaną biologię i łatwość ich hodowli [74].

Jak wykazały badania, podawanie zwierzętom gospodarskim alg zawierających znaczne ilości nienasyconych kwasów tłuszczowych (w tym DHA, EPA), może przyczyniać się do zmiany składu lipidów w mleku pozyskiwanym od tych zwierząt. Podawanie krowom paszy wzbogaconej o mikroalgi z gatunku *Arthrospira platensis*, zawierającej pewne ilości kwasu γ -linolenowego, powodowało istotny wzrost stężenia kwasu dokozaheksaenowego (DHA) w treści żwacza. Podobny efekt uzyskiwano po użyciu alg morskich z gatunku *Cryptocodinium cohnii* czy *Schizochytrium* sp. Ciekawy efekt pojawił się po skarmianiu paszy z dodatkiem alg w samym mleku. Wyraźnie zwiększyła się w nim zawartość kwasu linolowego (CLA) i dokozaheksaenowego, trzykrotnie w porównaniu z grupą kontrolną [75]. Innym ciekawym efektem było zmniejszenie pobierania suchej masy pokarmowej przez krowy po zastosowaniu dodatku alg w ilości 43 g na kilogram paszy. Spowodowało to zmniejszenie ogólnej zawartości kwasów tłuszczowych w mleku, co jest korzystne z punktu widzenia żywienia człowieka [76].

W ostatnich latach zauważalnie rośnie zainteresowanie algami jako surowcem do produkcji nawozów. Bogaty skład związków chemicznych o właściwościach odżywczych dla roślin i dodatkowo pewne ilości fitohormonów sprawia, że wpływają one pozytywnie na wzrost oraz plonowanie upraw (tab.3). Ekstrakty z alg można używać w różny sposób. Zarówno dogłębowo jako nawóz, jak i do kondycjonowania nasion lub do aplikowania dolistnego w okresie wegetacji. Dawki dobiera się w zależności od gatunku rośliny uprawnej i jej wymagań w zakresie dostępu do substancji odżywczych [74].

Tabela 3. Substancje biologicznie czynne zawarte w ekstraktach z alg wpływające korzystnie na wzrost roślin i zwierząt gospodarskich [77]

Substancje	Funkcja dla roślin	Funkcja dla zwierząt
Polisacharydy	Naturalne chelatory, poprawa struktury gleby, polepszenie wzrostu korzeni, polepszenie warunków wzrostu mikroorganizmów	Źródło energii, materiał zapasowy, źródło błonnika
Alginian	Poprawa jakości gleby i wzrost grzybów symbiotycznych	Stymuluje wzrost śródbłonka, poprawa układu odpornościowego
Fukoidan	Działanie przeciwdrobnoustrojowe	Działanie przeciwdrobnoustrojowe
Cytokiny	Regulatory wzrostu, poprawa tolerancji na zmienne temperatury	n.d.
Auksyny	Formowanie korzenia, inicjacja wzrostu	
Gibereliny	Kielkowanie nasion	
Kwas abscysynowy	Regulator wzrostu, reakcja na stres wodny	
Polifenole	n.d.	Antyutleniacze, działanie przeciwdrobnoustrojowe
Betainy	Zmniejszenie stresu osmotycznego, źródło azotu	Metabolizm tłuszczu, ochrona hepatocytów
Karotenoidy	Ochrona przed degradacją chlorofilu	Antyutleniacze, antymutageny, działanie przeciwzapalne
Kwasy tłuszczowe	n.d.	Działanie antybakteryjne, źródło energii
Seskwiterpeny	Pełnią rolę hormonów roślinnych	Działanie antybakteryjne
Mikro i makroelementy	Różnorodne funkcje biologiczne: budulcowe, enzymatyczne itp.	Różnorodne funkcje biologiczne: budulcowe, enzymatyczne, itp.

Zastosowanie alg w do nawożenia gleb ma bardzo długą historię, dotyczy to przede wszystkim alg wielokomórkowych wyrzucanych przez fale na brzegi mórz. Przydatne okazują się być w tej materii także mikroalgi. Gatunki należące np. do rodzaju *Nostoc* czy *Scytonema* są popularne jako nawóz w Azji stosowany z powodzeniem do wzbogacania w substancje odżywcze pól ryżowych. Z kolei przedstawiciele rodzaju *Chlamydomonas* wykorzystywano do rekultywacji wyjałowionych gruntów w Ameryce Północnej [12]. Coraz częściej opisuje się obecnie pozytywny wpływ ekstraktów pozyskiwanych z różnych gatunków alg na wzrost roślin. Po raz pierwszy użyto ich w praktyce rolniczej już około 60 lat temu. Obecnie dostępne są na rynku liczne preparaty gotowe produkowane z wielu gatunków omawianych organizmów. Dzięki ich zastosowaniu można uzyskać

widoczną poprawę w zakresie kiełkowania nasion, lepszy wzrost korzeni, lepszą jakość liści jako późniejszego surowca, zwiększenie odporności na niekorzystne warunki czy ataki patogenów. Nawozy dolistne oparte na ekstraktach glonowych znalazły zastosowanie w uprawie roślin ozdobnych, traw i zbóż. Z powodzeniem można je także wykorzystywać w formie dodatku do nawozów azotowych, co skutkuje zwiększonym tempem wzrostu oraz zwiększoną ilością chlorofilu w zielonych częściach roślin [77].

Ekstrakty glonowe podawane doglebowo z kolei zauważalnie poprawiają strukturę samej gleby. Zmieniają korzystnie jej właściwości fizykochemiczne poprzez m.in. zwiększenie pojemności wodnej oraz polepszenie warunków wzrostu dla różnych organizmów glebowych. Skutek ich działania to suma wielu czynników, w tym częstotliwości aplikacji, pory podawania, surowca z którego produkuje się ekstrakty czy nawożonych gatunków roślin. Dotychczasowe wyniki badań wskazują na szerokie możliwości ich zastosowania w rolnictwie i do tego celu szczególnie przydatne są algi morskie. Zarówno jednokomórkowe zieleńce (Chlorophyta), jak i duże wielokomórkowe brunatnice (Phaeophyta) czy algi czerwone (Rhodophyta) [78].

2.3. Możliwość wykorzystania mikroalg w procesie oczyszczania ścieków i spalin

2.3.1. Wykorzystanie mikroalg do oczyszczania ścieków komunalnych

Działalność bytowa człowieka nieuchronnie wiąże się z wytwarzaniem dużych ilości ścieków. Podstawowym aktem prawnym, który precyzuje późniejsze postępowanie ze ściekami komunalnymi na poziomie Unii Europejskiej jest Dyrektywa w sprawie oczyszczania ścieków komunalnych. Obowiązuje ona od ponad 30 lat i jej przyjęcie było spowodowane przede wszystkim koniecznością ochrony ekosystemów wodnych przed eutrofizacją [5]. Zasada ograniczenia emisji do środowiska substancji pochodzących ze ścieków komunalnych opiera się w powyższym akcie prawnym na trzech filarach:

- konieczność zbierania ścieków w oparciu o sieć kanalizacyjną z obszarów obejmujących co najmniej 2000 RLM (realna liczba mieszkańców),
- oczyszczanie zebranych ścieków komunalnych w oczyszczalniach, gdzie technologia skoncentrowana jest na usuwaniu biogenów,
- odprowadzanie do środowiska ścieków oczyszczonych ze zredukowaną (i zdefiniowaną w pozwoleniu wodno-prawnym) zawartością azotu i fosforu – w niektórych przypadkach dopuszcza się zaostrezenie wymagań dla konkretnych obszarów lub instalacji oczyszczających [79]. Skład typowych ścieków komunalnych wytwarzanych w naszym kraju przedstawiono w tabeli 4.

Tabela 4. Skład typowych ścieków komunalnych odprowadzanych do kanalizacji [80]

Wskaźnik	Jednostka	Ścieki słabo zanieczyszczone	Ścieki średnio zanieczyszczone	Ścieki silnie zanieczyszczone
Sucha masa	g/m ³	350	720	1200
Substancje rozpuszczone	g/m ³	250	500	850
Zawiesiny	g/m ³	100	220	350
BZT ₅	g/m ³	110	220	400
ChZT	g/m ³	250	500	1000
OWO	g/m ³	80	160	290
Azot ogólny	g/m ³	20	40	85
Azot organiczny	g/m ³	8	15	35
Azot amonowy	g/m ³	12	25	50
Fosfor	g/m ³	4	8	15
Fosfor organiczny	g/m ³	1	3	5
Fosfor nieorganiczny	g/m ³	3	5	10
Chlorki	g/m ³	30	50	100
Siarczany	g/m ³	20	30	50
Oleje i tłuszcze	g/m ³	50	100	200
Rozpuszczalniki organiczne	mg/m ³	<100	100-400	>400

Drugim aktem prawnym UE nakładającym na kraje członkowskie obowiązek poprawy jakości wód powierzchniowych jest Ramowa Dyrektywa Wodna. Rezultatem jej wdrażania ma być poprawa jakości wód powierzchniowych oraz podziemnych poprzez budowę oczyszczalni ścieków, modernizację istniejących, rozbudowę sieci kanalizacyjnej. Dla systemów odprowadzania oraz oczyszczania ścieków działania te skupiają się przede wszystkim na obszarach poza miastami, gdzie istniały największe problemy z racjonalną gospodarką wodno-ściekową [81].

Przy zastosowaniu technologii oczyszczania ścieków mechaniczno-biologicznej ścieki oczyszczane są początkowo w osadniku wstępnym, gdzie podlegają sedymentacji większe cząstki. Rozpoczyna się także proces nityfikacji. Następnie ścieki przepływają do komory anoksycznej, gdzie następuje proces denityfikacji. Do tej komory zawracane są częściowo ścieki z komory napowietrzania z osadem czynnym. Ostateczny proces oczyszczania realizowany jest w komorach osadu czynnego, intensywnie napowietrzanych. Przyrost biomasy mikroorganizmów osadu czynnego jest powiązany z usuwaniem ze ścieków

związków organicznych. Komór napowietrzania może być kilka, co podnosi wydajność procesu. Poniżej przedstawiono poszczególne wskaźniki zanieczyszczeń w ściekach przed i po procesie oczyszczania (tab.5) [82].

Tabela 5. Wskaźniki zanieczyszczeń ścieków komunalnych przed i po procesie oczyszczania mechaniczno-biologicznego przykładowej oczyszczalni ścieków [82]

Wskaźnik zanieczyszczeń	Jednostka	Ścieki surowe	Ścieki po oczyszczeniu	Stopień usunięcia zanieczyszczeń
BZT ₅	gO ₂ /m ³	283,0	4,0	98,6 %
ChZT	gO ₂ /m ³	1580,0	37,0	97,7 %
Zawiesina ogólna	g/m ³	1260,0	12,6	99,0 %
Azot ogólny	gN/m ³	211,0	43,0	79,6 %
Fosfor ogólny	gP/m ³	24,7	6,5	73,8 %

Do usuwania azotu i fosforu można także wykorzystać z powodzeniem niektóre rośliny w systemach hydrobotanicznych (oczyszczalnie hydrofitowe). Na obsadzoną roślinami glebę lub płytkie stawy rozprowadza się ścieki. Rośliny z roztworu pobierają potrzebne im do wzrostu związki biogenne. Istotny jest tutaj dobór odpowiednich gatunków roślin oraz właściwości samej gleby – preferowane są rośliny wodnolubne o szybkim tempie wzrostu np. trzcina. W zależności od typu oczyszczalni skuteczność usuwania azotu i fosforu mieści się w granicach 15 do 95% [83].

W wypadku związków azotu, to w ściekach komunalnych występują przede wszystkim w postaci związków organicznych lub jako azot amonowy. W wypadku drugiej formy, stanowi on zwykle 50-60% azotu całkowitego. Azotany i azotyny występują w tych ściekach w mniejszej ilości lub nie ma ich prawie wcale. Jony amonowe pochodzą z procesu amonifikacji związków organicznych w warunkach zarówno tlenowych, jak i beztlenowych. Z tego powodu zwykle azot całkowity w ściekach komunalnych oznacza się jako azot Kjeldahla, pomijając jony azotanowe III i V. Przy dokładniejszych analizach należy je jednak uwzględnić [84].

W oczyszczalniach usuwanie azotu ze ścieków oparte jest na chwilę obecną na procesie nitryfikacji i denitryfikacji prowadzonej przez odpowiednie grupy mikroorganizmów. Jony amonowe w warunkach tlenowych utleniane są do jonów azotanowych III i azotanowych V (są do tego zdolne np. *Nitrosomonas*, *Nitrobacter*). Następnie w komorach anaerobowych są one redukowane do azotu cząsteczkowego (są do tego wykorzystywane bakterie np. *Achromobacter*, *Bacillus Pseudomonas*, bakterie jelitowe),

który migruje do atmosfery. Tlen pochodzący z redukcji azotanów III i V wykorzystywany jest przez mikroorganizmy do rozkładu związków organicznych. Dzięki temu równolegle do denitryfikacji zmniejsza się ładunek organiczny w oczyszczanych ściekach. Niektóre bakterie prowadzą denitryfikację tylko do N_2O , który również może być uwalniany do atmosfery [85]. Optymalna temperatura procesu nitryfikacji to 30-35°C, choć *Nitrosomonas* i *Nitrobacter* aktywne są w dość szerokim zakresie tego parametru, od 10 do 35°C. Niższa temperatura zmniejsza jednak szybkość tych reakcji [86].

Fosfor w ściekach komunalnych występuje w postaci jonów fosforanowych lub w cząsteczkach organicznych. Średnie stężenie fosforu ogólnego w ściekach komunalnych w naszym kraju wynosi 4-15 mg/l. Z tego 50-80% stanowią fosforany V. Pochodzi on przede wszystkim z detergentów oraz wydaliny ludzkiej, w mniejszej ilości np. z rozkładu cząsteczek organicznych w ściekach. Duży problem stanowią tutaj polifosforany wykorzystywane powszechnie w środkach piorących. Ulegają one hydrolizie do jonów fosforanowych, podobnie jak to ma miejsce w wypadku grup fosforanowych w związkach organicznych w trakcie procesów biochemicznych [84].

Tradycyjną metodą usuwania fosforu ze ścieków jest sorpcja i strącanie. Wykorzystuje się do tego celu związki wapnia, żelaza, magnezu czy glinu. Z praktycznego punktu widzenia najistotniejsza jest chłonność złoża oraz szybkość wiązania i zatrzymywania fosforu [87]. Również bakterie występujące w osadzie czynnym są zdolne do wiązania jonów fosforanowych w procesie wzrostu. Bakterie tlenowe wykorzystują do gromadzenia w swoich komórkach fosforu lotne kwasy tłuszczowe, np. kwas masłowy, propionowy czy walerianowy. Są do tego zdolne między innymi bakterie z rodzaju *Acinetobacter*, *Micrococcus*, *Rhodocyclus* [88]. W celu uzyskania wydajnego usuwania fosforanów, konieczne jest przejście przez strefę beztlenową, gdzie uwalniane są jony fosforanowe do roztworu wodnego. Następnie w strefie tlenowej są one asymilowane przez komórki mikroorganizmów i przekształcane głównie w polifosforany [89]. Bakterie na końcu strefy tlenowej są w stanie zgromadzić w swoich komórkach do 25% polifosforanów w przeliczeniu na suchą masę. Konieczne jest dostarczenie im łatwo przyswajalnego źródła węgla. Maksymalną wartość, jaką udało się uzyskać w tym wypadku to 32% polifosforanów w suchej masie komórek bakterii po procesie tlenowego usuwania fosforu [90].

W ściekach komunalnym występują również licznie bakterie, w tym bakterie jelitowe, enterokoki, które stanowią poważne zagrożenie epidemiologiczne dla ludzi i środowiska naturalnego. Do ich usuwania stosować można różnorakie metody, w tym promieniowanie UV lub ozonowanie [91]. Jedną z ciekawszych metod w tym zakresie są stawy biologiczne

w których na zasadzie konkurencji ich liczebność jest ograniczana przez mikroorganizmy środowiskowe. W takich stawach licznie występują rośliny wodne, pierwotniaki, bakterie oraz mikroalgi, tworząc złożony ekosystem. Redukcja liczebności mikroorganizmów chorobotwórczych w takich stawach sięga 98% [92].

Alternatywą dla tradycyjnych metod usuwania azotu i fosforu ze ścieków mogą być mikroalgi. Systemy oczyszczania ścieków z wykorzystaniem mikroalg można z powodzeniem wdrażać w praktyce do oczyszczania ścieków komunalnych. Są one przydatne również do oczyszczania innych rodzajów kłopotliwych ścieków, w tym rolniczych, pochodzących z przemysłu spożywczego czy w niektórych wypadkach ścieków przemysłowych [93]. Obecnie mikroalgi implementuje się do trzeciego etapu oczyszczania ścieków komunalnych, po oczyszczeniu mechanicznym i biologicznym z użyciem osadu czynnego. Jednak niektórzy badacze proponują ich użycie także na drugim etapie procesu [94]. W latach 90-tych ubiegłego wieku analizowano także przydatność immobilizowanych na różnego typu nośnikach alg do oczyszczania ścieków komunalnych, przemysłowych czy rolniczych. Najlepsze rezultaty uzyskano w wypadku *Chlorella vulgaris* wykorzystując oświetlenie naturalne oraz mieszanie zawiesiny hodowlanej [95].

Pojawiło się wiele koncepcji oczyszczania ścieków komunalnych oraz spożywczych z użyciem mikroalg, niezależnie od doboru takich lub innych gatunków. Służą do tego najczęściej stosunkowo płytkie stawy z dużą powierzchnią aktywnie wystawioną na działanie światła słonecznego. W projektach, gdzie zastosowano zbiorniki głębsze konieczne było montowanie systemów wydajnego mieszania zawiesiny hodowlanej dla zapewnienia optymalnego wzrostu i naświetlenia całej objętości roztworu. Tego typu systemy okazały się również przydatne także w zbiornikach płytszych, dzięki czemu uzyskuje się lepsze przyrosty biomasy. Początkowo zakładano przede wszystkim uzupełnienie w ten sposób niedoborów tlenowych ze względu na duże zapotrzebowanie biologiczne i chemiczne tego pierwiastka w ściekach. Jednak algi prowadzące proces fotosyntezy wytwarzają tlen, a potrzebny jest im do tego procesu dwutlenek węgla również z powietrza. Równolegle okazało się, że można w trakcie oczyszczania ścieków produkować znaczne ilości biomasy mikroalg, która może być przydatna w innych dziedzinach [96]. Niezależnie od zastosowanej metodyki oczyszczania ścieków, biomasa taka jest wykorzystywana z powodzeniem w rolnictwie, do produkcji biogazu, czy w przypadku oczyszczania ścieków rolniczych, jako dodatek do pasz dla zwierząt poprawiający ich właściwości odżywcze. W procesie oczyszczania ścieków komunalnych wykorzystuje się zdolność mikroalg do prowadzenia fotosyntezy, w którym dzięki absorpcji energii świetlnej przez barwniki fotosyntetyczne, dwutlenek węgla

jest przekształcany w związki organiczne. Równocześnie z roztworu wodnego algi pobierają konieczne do wzrostu związki biogenne [6]. Hodowla alg w ściekach komunalnych jest zwykle stosowana do podczyszczania wcześniej oczyszczonych już ścieków po oczyszczaniu z użyciem osadu czynnego i to wydaje się optymalnym rozwiązaniem [88].

Biooczyszczanie ścieków z zastosowaniem mikroalg jest atrakcyjne dzięki ich właściwościom biologicznym: zdolności do fotosyntezy, znacznej wydajności jeżeli chodzi o przyrost biomasy i możliwości usuwania związków azotu oraz fosforu, odpowiedzialnych za eutrofizację wód. Liczne gatunki znoszą dobrze warunki panujące w ściekach komunalnych. Najczęściej są to algi zielone (Chlorophyta) i sinice (Cyanophyta). Także eugleny (np. rodzaj *Euglena*) i okrzemki (np. rodzaj *Navicula*, *Nitzschia*) często izoluje się z takich środowisk, co sprawia, że mogłyby być potencjalnie użyteczne w tej materii. Jeżeli chodzi o zielenice i cyjanobakterie, należy tutaj wymienić przedstawicieli następujących rodzajów: *Chlorella*, *Chlamydomonas*, *Oscillatoria*, *Stigeoclonium*. [93].

W wypadku najczęściej stosowanych do tego celu gatunków zaliczanych do rodzajów *Chlorella* czy *Scenedesmus* osiągnęto bardzo dobrą wydajność procesu. Usuwanie rozpuszczalnych związków azotu i fosforu sięgało w niektórych wypadkach prawie 100% po zakończeniu hodowli. Dużą wydajnością charakteryzowało się także równoczesne usuwanie metali ciężkich ze ścieków komunalnych; w wypadku hodowli stacjonarnych do ponad 60%, a dla hodowli w systemach ciągłych do 100%. Równolegle znacznie zmniejszało się BZT i ChZT w oczyszczanych ściekach [97].

Algi można także zastosować do usuwania pierwiastków biogennych z odcieków powstających po procesie fermentacji osadów ściekowych pochodzących z oczyszczalni ścieków komunalnych. Osady te powstają w procesie oczyszczania ścieków w znacznych ilościach i stanowią duży problem środowiskowy. Przydatna okazała się tutaj *Chlorella vulgaris* ze względu na dużą tolerancję na substancje szkodliwe obecne w ściekach komunalnych i pochodzących z nich osadach. Także mikroalgi z rodzaju *Scenedesmus* mogą być użyte do tego procesu [98].

2.3.2. Wykorzystanie mikroalg do oczyszczania ścieków rolno-spożywczych

Ścieki pochodzące z przemysłu rolno-spożywczego stanowią znaczne obciążenie dla środowiska naturalnego, zwłaszcza te pochodzące z mleczarni czy z przetwórstwa mięsnego. W każdym gospodarstwie rolnym, oprócz ścieków komunalnych, również powstają ścieki pochodzące z hodowli zwierząt. Ścieki z chowu i hodowli zwierząt są zbliżone jeżeli chodzi o skład chemiczny do ścieków z aktywności bytowej człowieka. Jednak są one bardziej

skoncentrowane. Zawierają wyższe stężenia biogenów i z tego powodu lepiej nadają się na do nawożenia gleb. Dzięki aktywności mikroorganizmów substancje w nich zawarte rozkładane są na prostsze związki, które mogą być przyswojone przez rośliny [99]. W ustawie o nawozach i nawożeniu wyszczególnia się obornik, gnojówkę i gnojowicę jako dozwolone do wykorzystania do nawożenia gleby. Jest to podstawowy sposób zagospodarowania tych odpadów [100]. Nie zawsze jest to jednak możliwe. Jeżeli są one produkowane w nadmiarze, jest możliwość ich zbycia innym rolnikom lub też w wypadku płynnych ścieków, odprowadzania do środowiska po oczyszczeniu, w przeciwieństwie do ścieków komunalnych, gdzie bardzo istotna jest zawartość węgla organicznego. W wypadku ścieków rolniczych zwraca się przede wszystkim uwagę na zawartość związków azotu (tab.6) [99].

Dość problematyczne są ścieki pochodzące z chowu świń. W wypadku przemysłowych hodowli powstają odchody wymieszane ze ściółką oraz duże ilości wody służącej do mycia boksów i urządzeń będących na ich wyposażeniu. Ścieki te zawierają znaczne ilości związków azotu oraz związków organicznych. Nie zawsze odchody świń nadają się też do wykorzystania w charakterze nawozu [101]. Gnojowica świńska może być z powodzeniem wykorzystywana jako substrat do produkcji biowodoru w procesie fermentacji beztlenowej [60]. Jeśli ma być wykorzystana do hodowli alg, musi zostać poddana wcześniejszej obróbce w celu zmniejszenia stężenia substancji odżywczych, podobnie jak ma to miejsce w wypadku większości innego typu ścieków rolniczych [102].

Tabela 6. Ilość zanieczyszczeń produkowanych w trakcie hodowli zwierząt gospodarskich w przeliczeniu na DJP (dzienna jednostka produkcji) [103]

Wskaźnik	Owce	Konie	Bydło mleczne	Trzoda chlewna	Cielęta
Masa odchodów [kg/d]	40	50	88-94	20,5-106	60
Uwodnienie odchodów [%]	75	78	87,5-89,3	90-90,4	97,5
Substancje lotne [kg/d]	8,3	9,35	8,6-9,4	1,7-8,8	0,85
Substancje mineralne [kg/d]	1,76	1,65	1,5-1,7	0,3-1,8	1,76
ChZT	11	-	9,2-9,8	1,37-9,8	11
Azot ogólny [kg/d]	0,45	0,28	0,342-0,497	0,15-0,6	0,45
Fosfor ogólny [kg/d]	0,007	0,05	0,044-0,077	0,05-0,25	0,07
Potas [kg/d]	0,3	0,19	0,230-0,260	0,1-0,35	0,3

Hodowla drobiu na skalę przemysłową stanowi obecnie również poważne obciążenie dla środowiska. Szacuje się, że na jednego ptaka zużywa się rocznie około 20 litrów wody, w większości przez nie konsumowanej. Poza tym wykorzystywana jest do mycia pomieszczeń hodowlanych czy mycia ptaków po uboju [104]. Zawiera wiele zanieczyszczeń: odchody, resztki jedzenia, fragmenty piór, resztki uszkodzonych jaj itp. Duża zawartość substancji organicznych, w tym białek, lipidów, węglowodanów, stanowi doskonałą pożywkę dla bakterii, także będących naturalną częścią mikroflory drobiu. Aby takie ścieki mogły być wykorzystane jako pożywka do hodowli alg, muszą być poddane wstępnemu oczyszczaniu ze względu na zbyt duże stężenia substancji odżywczych. Zawartość azotu w takich ściekach sięga około 1,5 mg/dm³, fosforu 150 mg/dm³ zaś ChZT 1,4 mg/dm³. Szkodliwe dla alg mogą być również zawarte w takich ściekach środki dezynfekcyjne czy detergenty. Jednym z gatunków, które można wykorzystać do oczyszczania takich ścieków jest *Chlorella vulgaris* [105]. Większe zagrożenie niż gnojowica dla środowiska przedstawiają odcieki z procesu produkcji kiszonek paszowych, tzw. soki kiszonkowe (tab.7).

Tabela 7. Wybrane parametry odcieków z procesu produkcji kiszonek rolniczych [99]

Parametr	Zakres
Odczyn [pH]	3,5-4,4
Sucha masa [g/kg]	54,2-105,7
BZT [gO ₂ /kg]	80000-110000
Azot organiczny [gN/kg s.m.]	2,8-4,4
Fosfor [gP/kg s.m.]	0,45-1,18
Wapń [g/kg s.m.]	16,1-28,6
Magnez [g/kg s.m.]	3,9-12,0
Sód [g/kg s.m.]	5,7-17,8
Potas [g/kg s.m.]	14,6-96,0
Mangan [mg/kg s.m.]	183-442
Żelazo [mg/kg s.m.]	499-2650
Miedź [mg/kg s.m.]	3,8-47,1
Cynk [mg/kg s.m.]	167-1561
Lotne kwasy organiczne [val/m ³]	11,3-73-5

Kiszonki takie są produkowane powszechnie w gospodarstwach rolnych jako pożywienie dla zwierząt. Mają one silnie kwaśny odczyn oraz bardzo dużą zawartość związków organicznych. Ponadto, powodują znaczne zakwaszenie gleb jeżeli się do nich

dostają. To z kolei skutkuje np. migracją sodu czy potasu poza strefę korzeniową i utrudnia ich dostępność dla roślin. Jeżeli w większych ilościach dostają się do gleby, powoduje to ługowaniem metali alkalicznych czy żelaza i następnie przedostawaniem się ich w zwiększonej ilości do wód podziemnych [99].

Z innych ścieków pochodzących z gospodarstw rolnych można wymienić wody pochodzące ze stawów hodowlanych. Są one klasyfikowane obecnie jako ścieki. W miejscach, gdzie prowadzona jest intensywna hodowla ryb, zauważono ich negatywny wpływ na jakość wód powierzchniowych. Oprócz tradycyjnych karpia czy amurów, obecnie coraz częściej hoduje się gatunki ryb egzotycznych. Ich specyficzne wymagania sprawiają, że często pojawia się eutrofizacja (przeżyźnienie) wody w stawach, która następnie odprowadzana jest do okolicznych cieków wodnych, gdzie może powodować masowe zakwity alg [106]. Akwakultury są również wykorzystywane coraz częściej do uprawy roślin. Podobnie jak to ma miejsce w wypadku chowu ryb, zawierają duży ładunek związków azotu i fosforu oraz substancji organicznych stosowanych jako nawóz. Przed zastosowaniem alg do ich oczyszczania konieczne jest ich wstępne podczyszczenie. Jednym z gatunków alg, które okazały się przydatne do oczyszczania ścieków z akwakultur jest *Chlorella sorokiniana*. Przy zastosowaniu warunków do pobierania energii w cyklu heterotroficznym uzyskuje się lepsze parametry użytkowe biomasy, w tym zawartość metabolitów pożądaných w późniejszym wykorzystaniu jako surowca do dalszej przeróbki: cukry, białka oraz lipidy [107].

Ścieki z zakładów mleczarskich to także znaczne obciążenie dla środowiska naturalnego. Jest to największa część branży spożywczej, która zużywa znaczne ilości wody w trakcie produkcji. Średnia mleczarnia w naszym kraju odprowadza około 450-600 m³ ścieków na dobę. Zawierają one wysokie stężenia substancji biogennych, w tym związki azotu, fosforu, związki organiczne [108]. To powoduje, że mogą one stać się doskonałą pożywką dla niektórych gatunków mikroalg. Jednym z takich gatunków, który wydajnie rośnie w ściekach mleczarskich jest wspomniana wcześniej *Chlorella vulgaris*. Można ją zastosować również do oczyszczania surowych ścieków tego typu. Redukcja azotu ogólnego w jednym z eksperymentów z wykorzystaniem *Chlorella vulgaris* osiągnęła poziom 70%, natomiast fosforu ogólnego 55%. Sama zaś woda po procesie oczyszczania może zostać odzyskana i wrócić do ciągu technologicznego ponownie – wpływa to korzystnie na bilans ekonomiczny i ekologiczny [109].

Cały czas trwają badania naukowe nad skutecznym oczyszczaniem i neutralizacją ścieków rolniczych i spożywczych. Rosnąca produkcja rolna powoduje zwiększenie ich

produkcji na świecie. Dotyczy to również tak kłopotliwych odpadów, jak wymieniona wyżej gnojowica, która nawet przy wykorzystaniu rolniczym przysparza wiele problemów (liczne potencjalnie chorobotwórcze bakterie w niej obecne) czy ścieki mleczarskie charakteryzujące się znaczną zawartością białek [93]. Jedną z możliwości coraz częściej branych pod uwagę jest ich oczyszczanie przy zastosowaniu mikroalg. Stosować można do tego celu zarówno systemy otwartych hodowli w basenach i stawach, jak i systemy bioreaktorów zamkniętych. To pierwsze rozwiązanie jest najbardziej korzystne ekonomiczne i doskonale sprawdza się tutaj np. *Chlorella* sp. W wypadku hodowli zamkniętych stosuje się bioreaktory płaskie, rurowe, cylindryczne. Ważniejszy jest tutaj dobór parametrów fizyko-chemicznych niż sama konstrukcja bioreaktora [102].

Do oczyszczania ścieków rolniczych wykorzystać można czyste hodowle pojedynczych gatunków, np. z rodzajów *Scenedesmus*, *Chlorella*, *Nitzschia*, jako jednych z najbardziej wytrzymałych na warunki panujące w ściekach [110]. Jeżeli chodzi zaś o ścieki typowo rolnicze, jak do tej pory najlepsze wyniki uzyskuje się stosując *Chlorella vulgaris*. Obiecujące wyniki daje również zastosowanie monokultury *Platymonas subcordiformis* w wypadku oczyszczania ścieków z akwakultury. Skuteczność usuwania dla tego gatunku jest zbliżona do tych, uzyskiwanych w wypadku przedstawicieli rodzaju *Chlorella* i sięga dla azotu 87-89%, a dla fosforu są to wartości rzędu 98-99% [102].

Kolejną koncepcją jest zastosowanie polikultury w których skład wchodzi kilka czy kilkanaście gatunków mikroalg. Dzięki temu można poprawić skuteczność oczyszczania ścieków, zwiększyć odporność całej wielogatunkowej biomasy na substancje szkodliwe zawarte w ściekach. Jeśli jeden z gatunków będzie gorzej rósł w danych warunkach, istnieje duże prawdopodobieństwo, że pozostałe wypełnią lukę ekologiczną w jego miejsce. Dzięki temu przyrosty biomasy będą stabilniejsze [111]. Nie zawsze jednak, jak się okazuje, można w ten sposób poprawić wydajność wzrostu alg. W niektórych przypadkach dochodzi bowiem do wzajemnej inhibicji między niektórymi gatunkami. Jest to spowodowane wydzielaniem przez część z nich (szczególnie cjanobakterie) metabolitów wtórnych do roztworu hodowlanego, które to substancje mają za zadanie zahamować wzrost konkurencji. Zjawisko to jest nazywane allelopatią. Wyróżnia się zarówno allelopatię pozytywną, jak i negatywną. Zjawisko to jest obecnie przedmiotem intensywnych badań naukowych. Dobierając odpowiednie gatunki alg do polikultury należy mieć to na uwadze [112]. Dobrze wyniki uzyskuje się prowadząc wspólną hodowlę alg z rodzaju *Chlorella* i *Scenedesmus*. Jednym z przykładów jest zastosowanie *Chlorella sorokiniana* i *Chlorella minutissima* w połączeniu

ze *Scenedesmus bijuga* do oczyszczania odcieków pochodzących z fermentacji odpadów z ptasich ferm [113].

Przy oczyszczaniu ścieków, w tym rolniczych, możliwe jest zastosowanie wspólnej hodowli bakterii i mikroalg, które będą ze sobą współpracować w zakresie usuwania poszczególnych zanieczyszczeń w nich obecnych. Znane są bowiem relacje symbiotyczne między tymi mikroorganizmami w środowisku naturalnym. Produkowany przez algi tlen w procesie fotosyntezy jest wykorzystywany następnie przez bakterie tlenowe do wzrostu. One zaś rozkładają związki organiczne i uwalniają w warunkach tlenowych dwutlenek węgla do środowiska wodnego. A ten z kolei jest wykorzystywany przez mikroalgi do wzrostu jako źródło węgla. Jeżeli chodzi o azotany, w warunkach beztlenowych są redukowane do jonów amonowych, które są lepiej przyswajalnym źródłem azotu dla alg [110, 114].

Jeszcze inną koncepcją jest wykorzystanie interakcji pokarmowych między grzybami i algami. Takie interakcje występują naturalnie u porostów – wewnątrz grzybni rosną mikroalgi, które produkują część substancji odżywczych potrzebnych grzybowi do wzrostu. Z kolei grzyb zapewnia odpowiednie miejsce i warunki życiowe [114]. Wykazano, że np. wspólna hodowla *Chlorella vulgaris* i *Mucor indicus* umożliwia usunięcie z roztworu hodowlanego związków azotu i fosforu w wypadku oczyszczania ścieków pochodzących z akwakultur do poziomów na granicy mierzalności. Innym przykładem może być zastosowanie do oczyszczania ścieków z ferm świńskich *Chlorella vulgaris* i *Ganoderma lucidum* [102].

Dużym problemem w wypadku upraw roślin gospodarczych są stosowane na szeroką skalę pestycydy. Stanowią zagrożenie zarówno dla środowiska, jak i dla zdrowia człowieka. Najczęściej dostają się one do wód powierzchniowych wraz ze spływami z pól. Mogą być one rozkładane przez bakterie glebowe wytwarzające enzymy z grupy fosfoesteraz [115]. Jedną z najnowszych koncepcji jest wykorzystanie mikroalg do ich degradacji. Taką zdolność mają np. algi z rodzaju *Coccomyxa*. Przykładem może być *Coccomyxa subellipsoidea*, która jest zdolna do degradacji związków fosforoorganicznych. Okazuje się także, że te związki są praktycznie nieszkodliwe dla tych alg. Rozkładają je zarówno w procesach katabolicznych w trakcie pozyskiwania energii, jak i anabolicznych. Wydajność procesu degradacji pestycydów fosforoorganicznych w wypadku tego gatunku alg sięga ponad 90% w trakcie 8-10 dni hodowli [116].

2.3.3. Wykorzystanie mikroalg do oczyszczania ścieków przemysłowych

Nie tylko ścieki komunalne mogą być oczyszczane przy użyciu mikroalg takich lub innych gatunków. Dużą wydajność oczyszczania można także uzyskać podczas usuwania metali ciężkich ze ścieków zarówno komunalnych, jak i przemysłowych. Na przykład stosując metody hodowli stacjonarnych efektywność sięgała do ponad 60%, a dla hodowli w systemach ciągłych do 100%. Równolegle parametry BZT i ChZT w oczyszczanych ściekach ulegały wyraźnemu obniżeniu [97].

Istnieje wiele tradycyjnych metod oczyszczania ścieków z metali ciężkich, które stanowią jeden z najpoważniejszych problemów w tym przypadku (tab.8). Można tutaj wymienić wytrącanie, wymianę jonową, techniki membranowe, sorpcję czy techniki elektrochemiczne. Często łączy się je w ciągi technologiczne, które wzajemnie się uzupełniają. Są one jednak dość kosztowne, ich efektywność pozostawia często wiele do życzenia, a dodatkowo powstają zanieczyszczenia wtórne, które w jakiś sposób należy zagospodarować [117]. W wypadku ścieków przemysłowych istnieje wiele prac na temat usuwania z nich przy pomocy alg toksycznych pierwiastków, w tym ołowiu, kadmu, rtęci, arsenu, cyny czy bromu [93]. Obiecującym polem w tym zakresie jest zastosowanie mikroalg do usuwania metali ciężkich z wody po procesach przemysłowych czy pierwiastków radioaktywnych. Jest to ciekawa alternatywa dla tradycyjnych metod np. jonowymiennych [12].

Tabela 8. Najwyższe dopuszczalne zawartości wybranych metali ciężkich w ściekach przemysłowych [118]

Substancja	Jednostka	Najwyższa średnia dobowa	Najwyższa średnia miesięczna
Rtęć	mg Hg/dm ³ ścieków	0,2	0,05
Kadm	mg Cd/dm ³ ścieków	0,4	0,02
Cyna	mg Sn/dm ³ ścieków	2	-
Chrom ogólny	mg Cr/dm ³ ścieków	1	-
Kobalt	mg Co/dm ³ ścieków	1	-
Miedź	mg Cu/dm ³ ścieków	0,5	-
Ołów	mg Pb/dm ³ ścieków	0,5	-
Nikiel	mg Ni/dm ³ ścieków	0,5	-
Molibden	mg Mo/dm ³ ścieków	1	-

Przy usuwaniu jonów metali ciężkich, takich jak chrom, z roztworów wodnych wykorzystuje się biomasę alg zarówno żywych, jak i martwych komórek. W wypadku komórek żywych są one zdolne do sorpcji i akumulacji tych pierwiastków w swoich wnętrzach. Z kolei martwe komórki wiążą je tylko na zasadzie sorpcji. W praktyce stosuje się tutaj systemy statyczne, dynamiczne oraz systemy półciągle. Imobilizacja biomasy na nierozpuszczalnym złożu poprawia wydajność całego procesu. Przydatne w wypadku oczyszczania ścieków przemysłowych z jonów chromu okazały się takie gatunki alg, jak *Chlorella miniata*, *Chlorella vulgaris*, *Spirogyra* sp., *Laminaria japonica* oraz *Arthrospira platensis* (*Spirulina platensis*) [119].

Algi wykształciły szereg przystosowań do przetrwania w zanieczyszczonych środowiskach. Mają stosunkowo dużą zdolność do akumulacji jonów metali ciężkich, między innymi dzięki dużej powierzchni komórkowej oraz obecności grup funkcyjnych wiążących te jony. W obecności odpowiednio dużego stężenia metali ciężkich, u alg dochodzi do syntezy metaloprotein, które wiążą je w nietoksyczne kompleksy. Niektóre gatunki są również zdolne do aktywnego transportu jonów metali z cytozolu do wakuoli, gdzie są one neutralizowane [120]. Z dotychczas badanych pod tym kątem gatunków wymienić można przedstawicieli rodzajów *Chlorella*, *Chlamydomonas*, *Scenedesmus* czy *Pseudokirchneriella*. Wykazano, że wraz ze wzrostem pH wzrasta dla nich toksyczność metali ciężkich. Również zbyt kwaśne pH może wpływać niekorzystnie na ich metabolizm w obecności powyższych jonów [121].

W procesie wiązania jonów metali ciężkich, w tym chromu VI, biorą udział grupy aminowe na powierzchni komórek alg. Z kolei w wypadku grup karboksylowych, wiążą one sole chromu III [122]. Wydajność procesu zależy zarówno od właściwości samego biosorbenta (gatunek, stadium wzrostu itp.), jak i od warunków prowadzenia samego procesu. Najistotniejsze są temperatura, stężenie biosorbenta, początkowe stężenie jonów metali w roztworze oraz odczyn. Najważniejszym wydaje się pH roztworu. Parametr ten decyduje o ilości dostępnych grup funkcyjnych na powierzchni biosorbent oraz o procesach chemicznych w samym roztworze [123]. W wypadku chromu odpowiedni odczyn do usuwania jonów chromu VI wynosi około 2. Z kolei w wypadku jonów chromu III, właściwy odczyn to około 4,5 [122].

Z innych metali ciężkich, które można usuwać z użyciem alg ze ścieków wymienić można kadm, miedź, ołów czy cynk. Zawsze jednak ich obecność będzie miała negatywny wpływ na komórki. Jednym z takich zjawisk jest zmniejszenie ilości wytwarzanego przez algi w chloroplastach chlorofilu. Zawartość tego barwnika może spaść nawet o 70%

w porównaniu do komórek hodowanych bez kontaktu z metalami ciężkimi. Dla kontrastu jednak, obecność jonów kobaltu może stymulować z kolei wzrost *Nostoc muscorum* [121].

W wypadku stosowaniu wolnej biomasy do biosorpcji metali ciężkich występuje szereg problemów. Mała wytrzymałość mechaniczna komórek i podatność na zniszczenie oraz trudności z szybkim oddzieleniem od roztworu to jedne z najważniejszych. Nierównomierny rozkład również może negatywnie wpływać na wydajność procesu. To ograniczenie można ominąć stosując immobilizację komórek na nośnikach w postaci biopolimerów. Dodatkowo, za każdym razem należy brać pod uwagę toksyczność metali ciężkich na wykorzystywany do biosorpcji gatunek [124].

2.3.4. Usuwanie CO₂ ze spalin w wykorzystaniem mikroalg

Pokrewnym do oczyszczania ścieków i stosunkowo nowatorskim pomysłem jest usuwanie dwutlenku węgla z gazów odlotowych po procesie spalania przy pomocy mikroalg. W jednym z badań dotyczących tego zagadnienia analizowano osiem gatunków należących do rodzajów *Chlorella*, *Scenedesmus*, *Botryococcus*, *Haematococcus* i *Arthrospira* (*Spirulina*). Największą wydajnością w usuwaniu CO₂ charakteryzowały się *Chlorella* sp. W warunkach laboratoryjnych wykazano największe możliwości wiązania przez nie CO₂. Mimo kilkukrotnie jednak niższej wydajności niż w wypadku zastosowania metod chemicznych usuwania ze spalin dwutlenku węgla, zastosowanie alg ma wiele zalet. Przede wszystkim powstająca jako produkt końcowy biomasa może być w późniejszym czasie wykorzystana do różnorodnych celów, w tym produkcji biogazu czy ekstrakcji lipidów, pozyskiwania polisacharydów, barwników itp. [125].

W zakresie wykorzystania mikroalg do usuwania dwutlenku węgla ze spalin duże zasługi ma firma GreenFuel Technologies Corporation. Opracowana przez nich technologia pozwala na produkcję wysokokalorycznej biomasy alg z równoczesnym usuwaniem CO₂ z gazów odlotowych po procesie spalania. Biomase taką można następnie wykorzystać do produkcji biopaliwa, wytwarzania wodoru czy jako surowiec dla przemysłu chemicznego. Pierwsza taka instalacja powstała przy elektrociepłowni w Cambridge w stanie Massachusetts. Przy optymalnym nasłonecznieniu alg uzyskano efektywność usuwania dwutlenku węgla na poziomie 45% ze spalin pochodzących z kotła opalanego węglem, olejem i gazem ziemnym. Taki układ ma dwie zalety: niższe koszty od chemicznego usuwania dwutlenku węgla oraz brak problematycznych odpadów [126].

W celu usuwania dwutlenku węgla z gazów po procesie spalania wykorzystuje się zwykle hodowle alg w których komórki swobodnie przemieszczają się w roztworze

hodowlanym. Ciekawym rozwiązaniem są bioreaktory w których stosuje się algi immobilizowane w kapsułkach z alginianu. Wydajność *Chlorella vulgaris* w takim bioreaktorze w usuwaniu CO₂ sięga około 40%. Konieczny jest również dodatek soli mineralnych do pożywki oraz odpowiednie naświetlenie – w takim wypadku algi prowadzą metabolizm w cyklu fotoautotroficznym [127].

Wydajność absorpcji dwutlenku węgla przez mikroalgi jest w optymalnych warunkach wielokrotnie większa niż ma to miejsce w wypadku roślin lądowych. W ciągu doby mogą one podwoić swoją masę. Najlepszym rozwiązaniem byłaby izolacja CO₂ ze spalin, gdyż algi są wrażliwe na inne ich składniki, w tym tlenki azotu czy tlenki siarki. Kluczowy jest tutaj też właściwy dobór gatunków mikroalg z tych, które będą odporne na czynniki szkodliwe i warunki stresowe [128]. Do ilościowej oceny wychwytu dwutlenku węgla stosuje się dwie metody:

- bezpośrednią, która polega na pomiarze stężenia CO₂ w gazach wprowadzanych do bioreaktorów i tych, które je opuszczają,
- pośrednią, która polega na określaniu ilości wychwyconego CO₂ poprzez pomiar szybkości przyrostu biomasy alg [129].

Ze względów praktycznych najczęściej wykorzystywana jest metoda pośrednia. W uproszczeniu do wyhodowania 1 kg suchej masy alg potrzebne jest 1,83 kg dwutlenku węgla. Dzięki jej zastosowaniu można szybko przeliczyć skuteczność danej metody. Jednak jeśli konieczne jest uzyskanie dokładniejszych danych, należy przeprowadzić analizę zawartości węgla w wyhodowanej biomase. Może ona różnić się u poszczególnych gatunków, a nawet w zależności od fazy wzrostowej [129].

2.4. Przegląd instalacji do hodowli mikroalg

Kluczowym aspektem efektywnej hodowli alg jest odpowiedni dobór systemu hodowli. Może ona być prowadzona w różny sposób, jednak za każdym razem należy uwzględnić specyficzne preferencje środowiskowe wykorzystywanych gatunków. Systemy hodowli mikroalg można podzielić na dwie główne grupy: systemy otwarte i systemy zamknięte [130].

Systemy otwarte są najtańszą i najbardziej popularną metodą hodowli alg. Duża powierzchnia umożliwia wydajne pochłanianie promieniowania słonecznego. W połączeniu z niewielką głębokością, większość dostępnego światła dociera na całą objętość hodowli [131]. W systemach otwartych stosowane tradycyjnie baseny mają powierzchnię do 250 ha i głębokość około 0,5 m. Dzięki zastosowaniu układów wymuszających przepływ roztworu

hodowlanego znacznie poprawiono wydajność przy zmniejszeniu arealu takich hodowli. Wykorzystuje się tutaj obecnie systemy z przepływem kaskadowym oraz systemy „race track” [132]. Najważniejszą zaletą systemów otwartych w porównaniu do zamkniętych są stosunkowo niskie koszty eksploatacji. Jednak nie są one najefektywniejszym sposobem namnażania alg. Dużym problemem są również potencjalne zakażenia gatunkami obcymi czy czynnikami chorobotwórczymi (wirusy, bakterie) dla hodowanych gatunków. Niekiedy drapieżne pierwotniaki także ograniczają przyrosty biomasy [131]. W systemie typu „race track” dwutlenek węgla dostarczany jest bezpośrednio z powietrza (rys.1). Pożywka w postaci np. ścieków podawana jest w systemie ciągłym do basenu za mieszadłem mechanicznym. Głębokość jest stosunkowo mała i wynosi 0,1-0,3 m przy szerokości kanału basenu wynoszącej 2-3 m. Dzięki wymuszonemu ruchowi wody, roztwór hodowlany cały czas przepływa w kanale, co zapobiega sedymencji i pomaga w równomiernym rozprowadzaniu substancji odżywczych. Na jednym z końców bioreaktora odbierana przed mieszadłem jest biomasa [132].



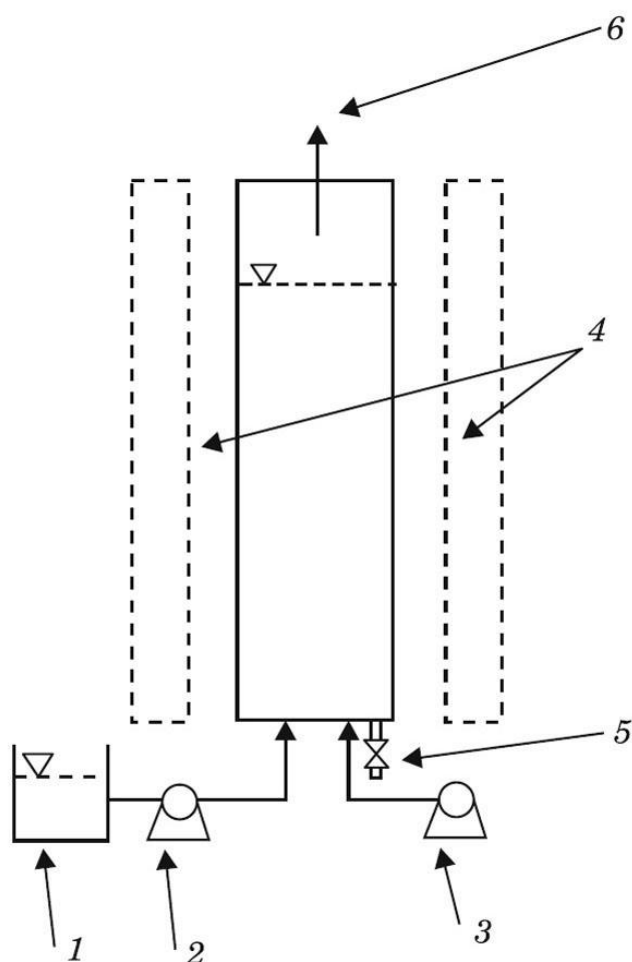
Rys.1. Baseny hodowlane w systemie race track: A – południowa Australia, B – Instytut biotechnologii w Arban, C – Laboratorium w Nowym Meksyku w USA [133]

Teoretyczne zakłada się, że do 10% energii słonecznej może być pobrane w procesie fotosyntezy i gromadzone w postaci wiązań chemicznych w komórkach. Jednak efektywność ta w basenach do hodowli alg jest wyraźnie niższa i sięga zwykle do 1,5%. W dużej mierze zależy to od lokalnego klimatu: temperatury i nasłonecznienia [131]. Z tego powodu tego typu instalacje mają większe uzasadnienie w regionach cieplejszych z dużą ilością słonecznych dni w roku. Instaluje się je np. w Meksyku, południowych stanach USA, w południowej Europie czy południowej Azji. Najczęściej hodowanymi gatunkami w systemach otwartych są zielenice z rodzaju *Chlorella* i cyjanobakterie z rodzaju *Arthrospira* [134]. Wzrost biomasy w systemach otwartych ogranicza parowanie roztworu hodowlanego wskutek nagrzewania przez promieniowanie słoneczne. Szczególnie narażone na to zjawisko są tzw. nachylone systemy basenów hodowlanych. Są one bardzo płytkie, przy zachowaniu dużej powierzchni do objętości. Ich wadą jest też znaczne zużycie energii na pompowanie roztworu hodowlanego w celu wymuszenia jego przepływu. Takie instalacje stosuje się między innymi w Tajwanie, Japonii czy Indonezji do produkcji biomasy alg z rodzaju *Chlorella* [135].

W zamkniętych systemach hodowli alg wykorzystuje się różnego typu fotobioreaktory (PBR – ang. photobioreactors). Umożliwiają one znacznie lepszą kontrolę nad parametrami hodowli i zapewniają dobrą izolację od środowiska zewnętrznego. W znaczący sposób ograniczono w nich zjawisko parowania wody z roztworu hodowlanego. Dzięki temu, że utrzymuje się znaczny stopień odizolowania od środowiska zewnętrznego, możliwa jest hodowla w nich konkretnych, wybranych gatunków alg bez ryzyka zanieczyszczenia niepożądanymi gatunkami [132]. Fotobioreaktory muszą być zbudowane z materiałów przepuszczających wydajnie promieniowanie elektromagnetyczne w zakresie widzialnym. Większość bioreaktorów rurowych produkuje się z poliwęglanu. Medium hodowlane mieszane jest za pomocą specjalnych mieszadeł lub jego ruchy wymuszane są pompowanym powietrzem [136]. Urządzenia takie mogą mieć różnorakie kształty: plastikowych toreb (bag reactors), płaskich paneli, rur czy fermentatorów. Najbardziej popularne są fotobioreaktory rurowe: proste w utrzymaniu, stosunkowo tanie i mają dużą powierzchnię własną w porównaniu do objętości [137]. Generalnie wyróżnia się trzy typy fotobioreaktorów:

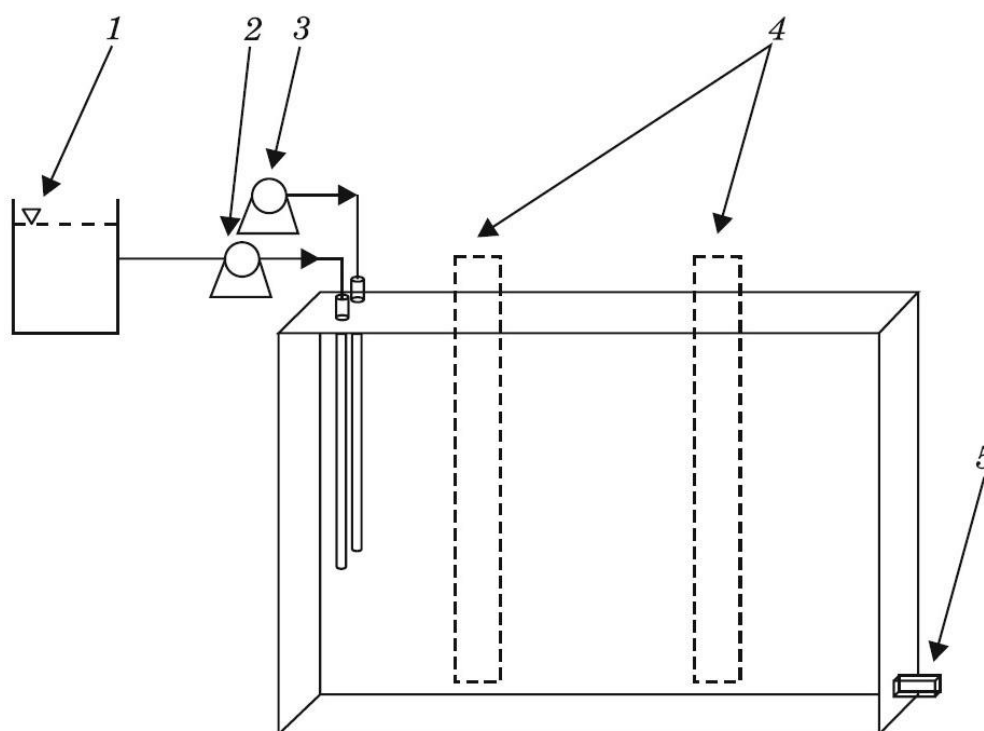
- kolumnowe – pionowe (rys.2),
- cylindryczne,
- płaskie – panelowe (rys.3) [8].

Fotobioreaktory kolumnowe wykonane są z przezroczystego materiału aby zapewnić odpowiednie przenikanie promieniowania świetlnego przez jego ściany. Zamontowany jest w nich system napowietrzający, który dostarcza gaz w postaci niewielkich bąbelków. Napowietrzanie może być realizowane naturalnym powietrzem lub wzbogaca się je w dodatkową porcję dwutlenku węgla. Równocześnie pozwala ono na usuwanie nadmiaru tlenu powstającego jako produkt uboczny procesu fotosyntezy [138]. W zależności od konstrukcji, można w nich prowadzić hodowlę zarówno w pomieszczeniach zamkniętych, jak i na zewnątrz. Ich wadą jest między innymi podatność na powstawanie na ściankach biofilmu, co ogranicza penetrację światła w głąb hodowli. Wymagają także dużych przestrzeni. Dodatkowym ograniczeniem w ich wypadku jest trudność w kontrolowaniu temperatury hodowli alg [137].



Rys.2. Schemat budowy fotobioreaktora kolumnowego: 1 – zbiornik, 2 – pompa dozująca pożywkę, 3 – pompa powietrza, 4 – źródło światła, 5 – pobór biomasy, 6 – wylot powietrza [132].

Fotobioreaktory panelowe mają kształt sześcienny z ograniczoną do minimum drogą przechodzenia światła – ściany boczne są wielokrotnie węższe niż przednia i tylna. Do ich budowy wykorzystuje się poliwęglan, szkło, plexiglas itp. Charakteryzują się znaczną powierzchnią w stosunku do swojej objętości [137, 135]. Mieszanie w takich fotobioreaktorach odbywa się za pomocą powietrza pompowanego przez perforowaną rurę lub też za pomocą mieszadeł mechanicznych. Uzyskuje się w nich dużą wydajność produkcji biomasy ze względu na łatwą penetrację medium hodowlanego przez światło. Nie ma w nich problemów ze zbyt wysokim stężeniem tlenu powstającego w trakcie fotosyntezy. Trudno jednak w takich fotobioreaktorach kontrolować temperaturę. Są także podatne na tworzenie się biofilmu na ściankach wewnętrznych. Można je stosować zarówno w pomieszczeniach, jak i na zewnątrz [137, 135].



Rys.3. Schemat budowy fotobioreaktora panelowego: 1 – zbiornik hodowlany, 2 – pompa dozująca pożywkę, 3 – pompa powietrza, 4 – źródła światła, 5 – pobór biomasy [132]

Fotobioreaktory rurowe zbudowane są z systemu rur wykonanych z przezroczystego materiału. Można je łączyć w różnych kombinacjach: pętlami, pod kątem, układać poziomo warstwami itp. Ich kształty szczególnie dobrze nadają się przy prowadzeniu hodowli alg na zewnątrz z wykorzystaniem światła słonecznego. Można je ułożyć w jego kierunku aby jak najbardziej wydajnie było pochłanianie przez komórki. Mieszanie odbywa się wymuszonym

przepływem cieczy przez pompy. Z kolei mieszanina powietrza z dodatkiem dwutlenku węgla jest wprowadzona w tzw. rurę wymiany gazowej. Rura taka jest konieczna także do usuwania nadmiaru tlenu powstającego podczas fotosyntezy, który mógłby zatruć po pewnym czasie hodowane algi [137]. W wypadku fotobioreaktorów rurowych można zastosować konstrukcje płaskie, jednowarstwowe lub trójwymiarowe (rys.4). Do budowy tych pierwszych stosuje się szklane lub wykonane z tworzywa sztucznego rury ułożone jednowarstwowo. Taka konstrukcja daje duże możliwości kontroli parametrów hodowlanych. Jest łatwa w montażu oraz rozbudowie – często produkuje się je w postaci modułów, które można ze sobą łączyć. Wymagają one znacznych nakładów energii na przepompowywanie medium hodowlanego. Sama wymiana gazowa nie jest łatwa. Znaczne są też koszty budowy takich instalacji. Fotobioreaktory rurowe mogą być także budowane w układzie trójwymiarowym. Takie panele układa się poziomo, jeden nad drugim. Dzięki ułożeniu poszczególnych paneli rurowych jeden nad drugim, nie występuje tak duże ryzyko zjawiska fotoinhibicji, jak w wypadku fotobioreaktorów rurowych jednowarstwowych [131].



Rys.4. System fotobioreaktorów rurowych w pomieszczeniu z przezroczystych materiałów [139]

Kontrola temperatury nie jest w takich konstrukcjach łatwym zadaniem, zwłaszcza jeżeli umieszczone są na wolnym powietrzu. Systemy fotobioreaktorów rurowych w upalne dni można spryskiwać dodatkowo wodą w celu ich schłodzenia. Dzięki pochyleniu systemu rur w kierunku źródła światła poprawia się wydajność fotosyntezy, choć nie jest to zwykle konieczne. Fotobioreaktory rurowe mają większą wydajność przyrostu biomasy niż np. fotobioreaktory panelowe [137]. W wypadku fotobioreaktorów rurowych istnieje jednak znaczne niebezpieczeństwo tworzenia się biofilmu na wewnętrznych powierzchniach. Długie systemy rur powodują także powstawanie gradientu stężenia tlenu i dwutlenku węgla na ich długości [132].

Zamiast systemu rur wykorzystywanego w fotobioreaktorach rurowych, można zastosować system połączonych ze sobą płaskich fotobioreaktorów ustawionych pionowo. Taki system, przynajmniej teoretycznie, powinien być najbardziej wydajny jeżeli chodzi o wykorzystanie padającego na roztwór hodowlany światła. Nie ma w ich wypadku problemu z gromadzeniem się w nadmiernych ilościach tlenu z procesu fotosyntezy, a intensywność oświetlenia w stosunku do powierzchni jest optymalna. Jedyną ich wadą jest znaczny nakład energii koniecznej na mieszanie zawiesiny hodowlanej, dostarczanie substancji odżywczych oraz zapobieganie sedymentacji komórek hodowanych alg [131].

Fotobioreaktory typu „air lift” tworzą naczynia z połączonymi dwiema strefami. Pierwszą stanowi pionowa rura do której wprowadza się mieszaninę gazu. Drugą jest przewód opadowy, do którego gaz nie jest doprowadzany. Mogą one mieć przekrój okrągły lub prostokątny. Nie znalazły jednak szerszego zastosowania. Nie są one odpowiednie dla gatunków mikroalg o niewielkim ciężarze własnym komórek, w tym produkujące znaczne ilości lipidów. Dochodzi w ich wypadku do zjawiska autoflotacji, niekorzystnej z punktu widzenia wydajności procesu. Niekiedy także stosuje się fotobioreaktory hybrydowe. Łączą one w sobie zalety i wady poszczególnych typów bioreaktorów do hodowli alg. Są one czasem najlepszym rozwiązaniem dostosowywanym do konkretnych wymagań produkcji biomasy omawianych organizmów [137].

Kolumny barbotażowe są zbudowane jako cylindryczne naczynia przy co najmniej dwukrotnie większej wysokości niż średnicy. Najważniejszą ich zaletą jest niski koszt oraz duży stosunek powierzchni do objętości. Zapewniają dobry transport ciepła dzięki przepływowi gazu, w miarę jednorodne środowisko hodowli. Brak elementów ruchomych zaś zapewnia dużą niezawodność systemu. Od dołu zamontowana jest perforowana taca pod którą znajduje się dopływ gazu. Dzięki niej gaz rozprowadzany jest równomiernie w roztworze, zapewniając mieszanie, dostarczając dwutlenku węgla oraz usuwając nadmiar tlenu. Mogą

być używane przy produkcji biomasy alg w dużej skali [140]. Osobną grupą fotobioreaktorów stosowanych do hodowli alg są fotobioreaktory eksperymentalne. Nie uwzględnia się w ich wypadku kalkulacji ekonomicznych. Mają one spełniać ściśle przyjęte w fazie projektowania parametry. W założeniu zapewniają maksymalną kontrolę nad poszczególnymi parametrami hodowli, jak również praktycznie całkowitą izolację od środowiska zewnętrznego. Dzięki temu możliwa jest pełna kontrola nad całym procesem hodowli [131].

Projektując fotobioreaktory i dobierając ich typ do konkretnych gatunków alg, należy uwzględnić szereg założeń technologicznych. Są to przede wszystkim objętościowa zdolność produkcji biomasy, skuteczność konwersji energii świetlnej, niezawodność pracy oraz zapewnienie stabilności hodowli. Bardzo ważny jest też dobór odpowiedniego gatunku, który będzie wydajnie rósł w zadanych warunkach fizykochemicznych [141]. Wybór konkretnego systemu uzależniony jest między innymi od biologii danego gatunku, warunków klimatycznych, kosztów pracy i budowy konstrukcji, możliwości kontrolowania poszczególnych parametrów hodowli, efektywności wykorzystania promieniowania świetlnego czy możliwości przeniesienia prowadzonej w warunkach laboratoryjnych hodowli na skalę przemysłową [142].

Podstawowym parametrem wpływającym na wydajność procesu wzrostu alg jest światło: jego widmo i natężenie. Najlepiej nadaje się do tego naturalne światło słoneczne lub lampy imitujące takie światło. Algi wymagają kontrolowanego dostępu do światła jeżeli chodzi o jego natężenie, widmo i czas naświetlania [130,136].

Wewnątrz fotobioreaktorów występują dwie strefy: jasna – blisko źródła światła oraz ciemna, która jest oddalona od bezpośrednio naświetlanej powierzchni. Zacienienie jest niekorzystne, gdyż ogranicza efektywność procesu fotosyntezy. Jest ono spowodowane przez same komórki alg, które przy intensywnym wzroście ograniczają dostęp światła do tych, znajdujących się głębiej. Przy niewystarczająco wydajnym mieszaniu może dochodzić do pojawienia się niekorzystnych zjawisk. W warstwie zewnętrznej może występować zbyt silne naświetlenie, które będzie powodować fotoinhibicję. Z kolei z dala od źródła światła jego natężenie będzie zbyt małe i algi zamiast prowadzić proces fotosyntezy, będą przechodzić na oddychanie tlenowe. Zwykle optymalne warunki panują w warstwach środkowych roztworu hodowlanego [130,136].

Bardzo ważne jest mieszanie zawiesiny rosnących mikroalg. Ciągły burzliwy przepływ zapewnia dostęp do światła wszystkich komórek i dostęp do substancji odżywczych. Dokonuje się tego poprzez zastosowanie pomp mechanicznych, mieszadeł czy

układów napowietrzających. W wypadku pomp istnieje niebezpieczeństwo uszkodzenia komórek jeżeli pojawią się na powierzchni mieszadeł zbyt duże siły tnące. Bezpieczniejsze dla alg są układy napowietrzające [143].

Zarówno w systemach otwartych, jak i zamkniętych, hodowla może być prowadzona w systemie okresowym lub ciągłym. Najbardziej popularny jest system okresowy. Określone ilości medium hodowlanego inokuluje się wybranym gatunkiem/gatunkami alg. Wykorzystują one zawarte w nim substancje odżywcze, zwiększając swoją liczebność. Wzrost trwa aż do momentu wyczerpania się substancji odżywczych. W tym momencie, gdy biomasa jest największa, jest optymalny czas na jej zbiór. Z kolei w systemie hodowli ciągłej medium hodowlane dostarczane jest do bioreaktora przez cały czas i równomiernie rozprowadzane po objętości hodowli. Równocześnie musi być odbierany nadmiar biomasy. Po osiągnięciu stanu równowagi, przyrastająca biomasa zbierana jest na bieżąco, a dodatek świeżej pożywki zapewnia ciągły wzrost alg [135].

2.5. Problemy z zastosowaniem mikroalg w praktyce

Oprócz niewątpliwych zalet wykorzystania mikroalg i ich coraz większej przydatności w przemyśle, inżynierii środowiska czy rolnictwie, z ich produkcją i późniejszym wykorzystaniem wiążą się niestety pewne problemy. Obecnie najtańszą i najprostszą metodą hodowli alg są baseny usytuowane na otwartych terenach. Największą korzyścią z ich użycia są stosunkowo niskie koszty. Jednak wiąże się to z ograniczeniem wydajności w porównaniu do hodowlanych systemów zamkniętych. Druga poważna wada to brak wystarczającej kontroli nad przebiegiem procesu wzrostu mikroalg. Istnieje poważne ryzyko zanieczyszczenia roztworu hodowlanego niepożądanymi gatunkami innych alg, bakteriami wytwarzającymi toksyczne metabolity lub drapieżnymi gatunkami pierwotniaków. Mogą one dostawać się wraz z wiatrem, kurzem czy też być przenoszone przez zwierzęta, np. owady. Zwłaszcza pierwotniaki prowadzące drapieżny tryb życia będą wyjadać część biomasy, jeszcze bardziej obniżając końcową wydajność procesu. Z tego powodu w hodowlanych systemach otwartych można wykorzystywać w praktyce tylko najbardziej odporne oraz plastyczne ekologicznie gatunki [131].

Dla uzyskania pełnej kontroli nad parametrami fizycznymi i chemicznymi hodowli konieczne jest zastosowanie bioreaktorów zamkniętych. Ich podstawową zaletą jest to, że można je po każdym użyciu wysterylizować, usuwając wszelkie niepożądane mikroorganizmy. Równocześnie zapewniają one ścisłą kontrolę nad poszczególnymi parametrami procesu: stężeniem niezbędnych pierwiastków biogennych, natężeniem

oświetlenia, temperaturą, odczynem roztworu hodowlanego. Mają jednak jedną poważną wadę: znacznie zwiększają koszty pozyskania biomasy. A to przekłada się w sposób niekorzystny na ogólny bilans ekonomiczny [137].

Z najważniejszych wyzwań dotyczących hodowli mikroalg oraz ich późniejszego wykorzystania w praktyce można wymienić:

- podniesienie produktywności poszczególnych gatunków mikroalg w hodowlach na wolnym powietrzu,
- zmniejszenie ryzyka wprowadzenia do hodowli drapieżnych pierwotniaków, szkodliwych dla procesu wzrostu bakterii czy dzikich gatunków alg,
- optymalizacja nawożenia hodowli przy użyciu systemów dozowania CO₂,
- ograniczenie skoków temperatury oraz ograniczenie parowania wody z zawiesiny hodowlanej,
- obniżenie kosztów budowy bioreaktorów hodowlanych,
- obniżenie kosztów pozyskiwania alg z zawiesiny hodowlanej po procesie,
- obniżenie kosztów energii zużywanej w trakcie hodowli używanej w celu mieszania, napowietrzania, nawożenia, zbioru oraz osuszania biomasy,
- zwiększenie wydajności wykorzystania przez mikroalgi substratów hodowlanych,
- zmniejszenie negatywnego wpływu na środowisko, np. poprzez recykling wody wykorzystywanej do hodowli mikroalg [144].

Przykładowo, przy produkcji biopaliw z biomasy alg naukowcy skupiają się nad zwiększeniem wydajności przekształcania energii świetlnej w związki organiczne, a następnie w płynne biopaliwa. Problemem jest często sam projekt bioreaktora, który ogranicza w niemałym stopniu docieranie promieniowania elektromagnetycznego w głąb zawiesiny hodowlanej [145]. Przy dużej jej gęstości znaczna ilość światła ulega rozproszeniu i pochłonięciu przez komórki znajdujące się najbliżej ścian bioreaktora, które z kolei zacieniają kolejne komórki. Jest to jeden z podstawowych czynników ograniczających późniejszy przyrosty biomasy. Z jednej strony duże zagęszczenie komórek jest pożądane z ekonomicznego punktu widzenia, a z drugiej strony zmniejsza penetrację światła w objętości hodowli. Jednym z ciekawszych pomysłów na rozwiązanie tego problemu jest zastosowanie modyfikacji genetycznych pozwalających zmniejszyć rozmiary fizyczne kompleksów antenowych prowadzących proces fotosyntezy. Sam kształt bioreaktorów, przekrój poprzeczny i stosunek ich powierzchni do objętości jest tutaj kluczowy dla właściwej penetracji światła [146]. Dobrym rozwiązaniem wydaje się też instalowanie powierzchni odbijających światło po stronie przeciwnej niż kierunek jego padania.

W wypadku mikroalg problemem jest także wydajne pozyskiwanie ich biomasy z zawiesiny hodowlanej. Małe rozmiary komórek często utrudniają choćby proces filtracji, gdyż po krótkim czasie zapychają pory filtrów. Odpowiedzią na to może być zastosowanie flokulacji, sedymentacji lub zastosowanie wirowania. Obiecującym pomysłem jest także zastosowanie ultradźwięków, które po dobraniu odpowiedniej mocy i częstotliwości powodują zbijanie się komórek alg w większe agregaty, a następnie autoflokulację. Można również w wypadku biopaliw ominąć proces zbioru alg dzięki zastosowaniu szczepów wydzielających wprost do medium hodowlanego cząsteczki paliwa lub jego prekursorów, czyli kwasów tłuszczowych. Dzięki temu znacząco zmniejszają się koszty produkcji takiego paliwa, co nie jest bez znaczenia w dzisiejszych czasach. Przykładem może być tutaj zmodyfikowana genetycznie cyjanobakteria z rodzaju *Synechocystis* [147].

Mikroalgi stanowią cały czas wyzwanie dla biologów, biotechnologów i inżynierów projektujących konkretne instalacje. Pojawia się wciąż wiele problemów związanych z ich wydajną oraz opłacalną hodowlą. Szczególnie istotna jest prostota hodowli oraz względy ekonomiczne, które będą przesłanką do wdrażania ich na szerszą skalę do procesów technologicznych. Również dzięki wykorzystaniu inżynierii genetycznej można znacząco poprawić wydajność w wypadku np. produkcji biopaliw w z komórek alg. Umożliwia ona:

- zwiększenie szybkości namnażania się mikroalg w hodowli,
- zwiększenie zawartości oleju w biomasie,
- poprawę efektywności procesu fotosyntezy,
- zmniejszenie negatywnego wpływu fotoinhibicji,
- zmniejszenie wrażliwości na fotoutlenianie,
- zwiększenie tolerancji wybranych gatunków na niekorzystne czynniki zewnętrzne, w tym wahania temperatury [46].

3. Cel i zakres pracy

Tezy pracy

1. Istnieje możliwość wykorzystania mikroalg w procesach oczyszczania ścieków do usuwania pierwiastków biogennych oraz pozyskiwania biomasy.
2. Istnieje możliwość zwiększenia efektywności oczyszczania ścieków komunalnych dzięki optymalnemu doborowi wykorzystywanych gatunków mikroalg oraz optymalizacji procesu.

Cele pracy

1. Wykazanie przydatności wybranych gatunków mikroalg prokariotycznych i eukariotycznych do wspomagania procesu oczyszczania ścieków komunalnych.
2. Wykazanie czy istnieją istotne różnice pomiędzy badanymi gatunkami mikroalg w zakresie ich przydatności do procesu oczyszczania ścieków komunalnych.
3. Celem użytecznym pracy było udowodnienie, że zastosowanie mikroalg w ciągu technologicznym może wpłynąć na wzrost efektywności procesu oczyszczania ścieków komunalnych i umożliwić pozyskanie biomasy.

Problem badawczy

Problem badawczy stanowi próba określenia przydatności badanych grup organizmów fotoautotroficznych zaliczanych do mikroalg prokariotycznych i eukariotycznych w procesie oczyszczania ścieków komunalnych z pierwiastków biogennych: azotu i fosforu. Istotne jest określenie różnic między poszczególnymi gatunkami mikroalg w zakresie ich możliwości wzrostowych w roztworze hodowlanym z dodatkiem ścieków komunalnych oraz ich odporności na znajdujące się w nich zanieczyszczenia i możliwości późniejszego zastosowania na szerszą skalę w inżynierii środowiska.

4. Część badawcza

4.1. Materiał badawczy

4.1.1. Charakterystyka ścieków komunalnych wykorzystanych w badaniach

Do przygotowania roztworów hodowlanych wykorzystano ścieki komunalne surowe pozyskane z oczyszczalni ścieków komunalnych działającej w średniej wielkości mieście powiatowym liczącym około 300 tys. mieszkańców. Dominuje tutaj zabudowa wielorodzinna. Na terenie tego miasta działają również niewielkie zakłady przemysłowe z których część ścieków spełniających aktualne wymogi wodno-prawne dostaje się także do kanalizacji wraz ze ściekami bytowymi i wodami opadowymi.

Ścieki wykorzystywane do badań jako pożywka wzrostowa dla mikroalg pobierane były przed osadnikiem wstępnym bezpośrednio przed sporządzeniem roztworów hodowlanych. Dla każdego z badanych gatunków mikroalg pobierano świeże ścieki wprost z kanału przepływowego w oczyszczalni. Następnie niezwłocznie transportowano je do laboratorium i tam przygotowywano z nich roztwory hodowlane oraz poddano podstawowym analizom. Oznaczano w każdej z próbek ścieków surowych podstawowe parametry fizykochemiczne istotne z punktu widzenia niniejszej pracy: azot ogólny, fosfor ogólny, odczyn, zawiesinę oraz ogólny węgiel organiczny. Wyniki tych analiz przedstawione zostały poniżej (tab. 9).

Tabela 9. Podstawowe parametry ścieków komunalnych wykorzystanych do hodowli alg

Próbka ścieków	Azot ogólny [mg/dm³]	Fosfor ogólny [mg/dm³]	pH	Zawiesiny [mg/dm³]	OWO [mg/dm³]
1	70	6,2	7,8	150	138
2	71	5,3	7,8	150	135
3	73	6,1	7,7	160	138
4	72	6,4	7,8	140	124
5	65	5,6	7,7	150	124
6	62	5,4	7,8	150	122
7	56	5,6	7,7	140	114
8	67	6,1	7,8	150	116
9	70	5,7	7,8	170	129
10	65	5,4	7,7	160	113
11	61	5,2	7,8	150	122
12	62	5,7	7,8	140	132
13	68	5,7	7,7	120	106
14	68	5,4	7,7	180	131
15	63	5,1	7,8	150	104
16	61	5,8	7,6	140	119
17	59	5,7	7,7	130	118
18	69	5,5	7,8	150	124
19	65	5,9	7,7	150	128
20	64	6,0	7,8	180	134
21	70	5,2	7,6	170	130
22	72	5,5	7,6	130	112
23	68	5,5	7,6	140	115
24	65	5,8	7,5	130	118
25	63	5,7	7,5	130	115
26	67	5,1	7,5	150	114
27	65	5,3	7,6	140	119
28	64	5,6	7,8	180	130
29	70	6,1	7,7	140	122
30	69	5,6	7,7	150	119
Średnia	66,13	5,64	7,70	149,00	122,17
SA	4,167	0,334	0,099	15,39	8,93

4.1.2. Charakterystyka badanych gatunków mikroalg

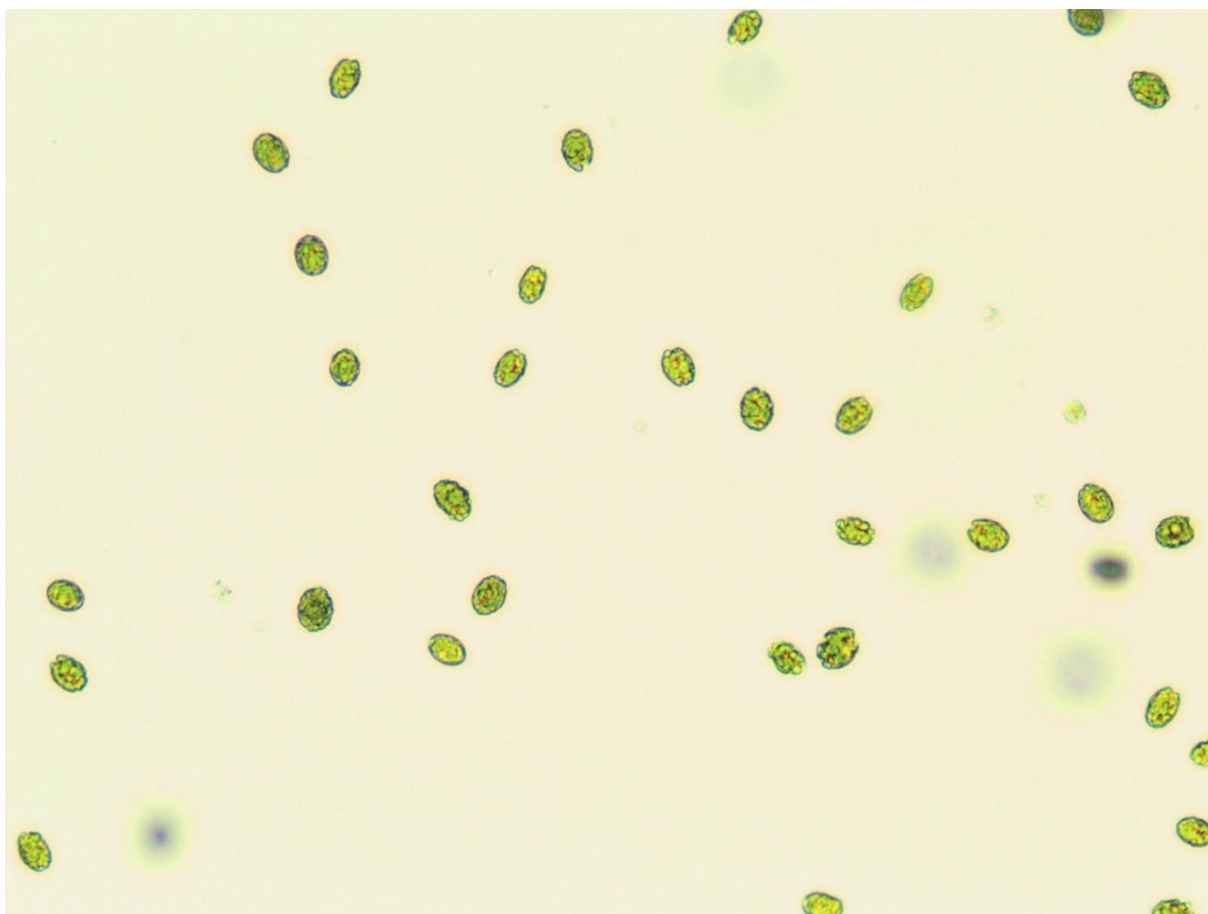
Szczepy mikroalg eukariotycznych i prokariotycznych wykorzystane w badaniach pochodziły z Kolekcji Kultur Glonów Bałtyckich, działającej przy Uniwersytecie Gdańskim oraz z Kolekcji Alg przy Uniwersytecie w Pradze. W trzech wypadkach mikroalg (*Chlorella sorokiniana*, *Oscillatoria lutea*, *Arthrospira platensis*) pozyskane zostały one we własnym zakresie i dokonano ich identyfikacji.

Każdy ze szczepów był wcześniej izolowany w wyżej wymienionych placówkach z różnych środowisk, w tym z wód słodkich, słonawych, z wilgotnej gleby itp. Następnie poddawany został w powyższych placówkach procesowi identyfikacji na podstawie analizy wybranych fragmentów materiału genetycznego, cech morfologicznych i właściwości biologicznych.

Szczepy przygotowane do badań przechowywane były w temperaturze 2-4°C w roztworach zawierających syntetyczną pożywkę stosowaną wcześniej do ich namnażania. Przed zaszczepieniem przygotowywano wstępne rozcieńczenie i przechowywano algi przez jedną dobę w temperaturze pokojowej, aby powróciły funkcje życiowe komórek po okresie spoczynku w niskiej temperaturze i przy braku światła. Następnie przygotowywano inokulum do zaszczepienia roztworów hodowlanych. Wszystkie fotografie mikroskopowe mikroalg eukariotycznych (rys.5-23) i prokariotycznych (rys.24-34) zostały sporządzone samodzielnie przy powiększeniach 200-400x z użyciem kamery mikroskopowej o rozdzielczości 3,1 Mpix z roztworów hodowlanych dla gatunków u których obserwowano wzrost lub inokulum startowego, jeżeli wzrost był nikły lub nie było go wcale.

Algi eukariotyczne

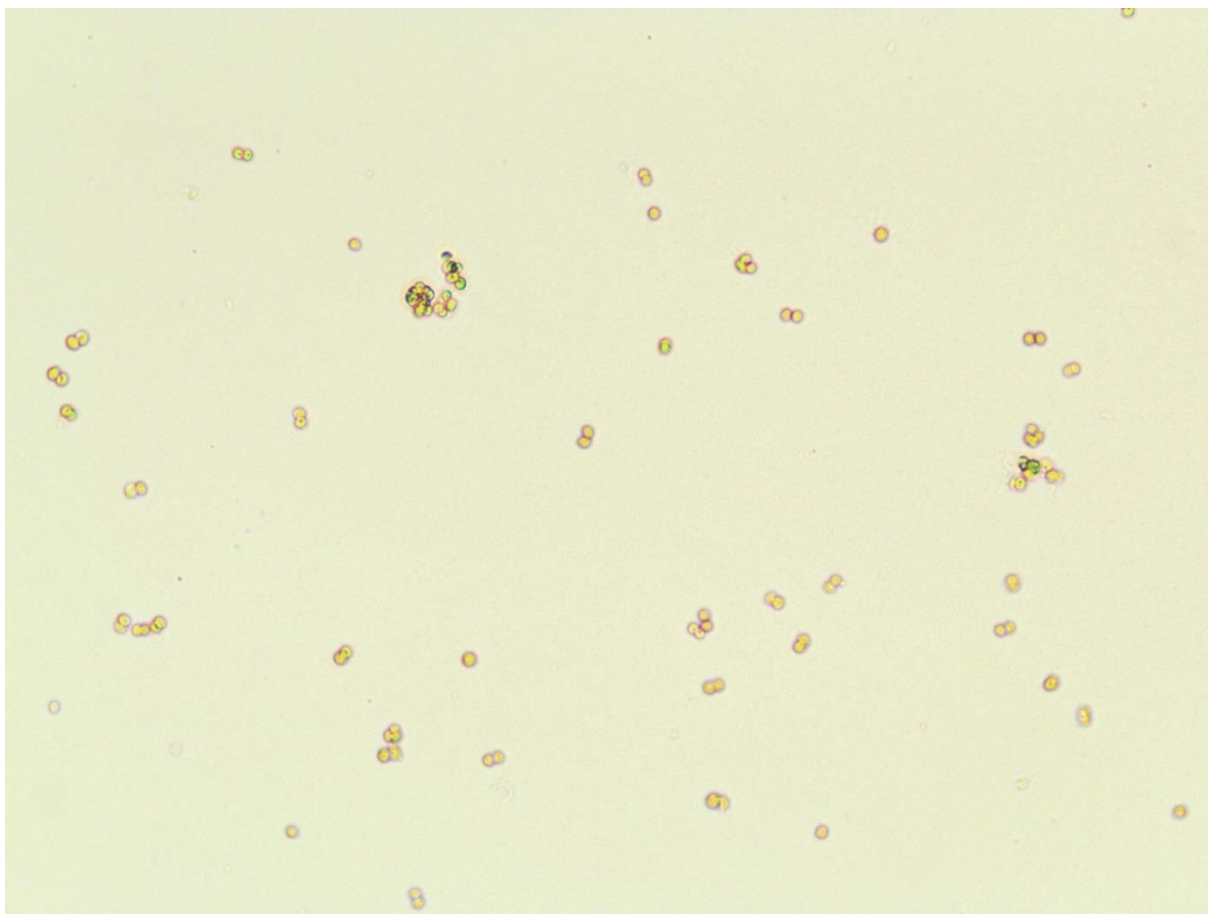
Chlamydomonas sp. G224



Rys.5. *Chlamydomonas* sp. (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Rodzaj *Chlamydomonas* zaliczany jest do gromady zielenic (Chlorophyta). Obecnie znanych jest około 350 gatunków z tego rodzaju, występujących na całym świecie. Mają stosunkowo duże komórki, są ruchliwe dzięki obecności dwóch wici. Występują w stawach, jeziorach, kałużach i podobnych środowiskach. Nie mają dużych wymagań środowiskowych. Są zdolne do rozmnażania bezpłciowego przez zoospory oraz płciowego poprzez izogamię lub anizogamię [148]. W niekorzystnych warunkach przechodzą w stadium przetrwalne. Jednym z najczęściej wykorzystywanych w laboratoriach gatunkiem z tego rodzaju jest *Chlamydomonas reinhardtii*. Jest to również pierwszy gatunek algi, który zakwalifikowano do badania całego genomu. Mikroalgi te rosną dobrze na różnego typu syntetycznych pożywkach laboratoryjnych. W optymalnych warunkach rozmnażają się bezpłciowo w stadium haploidalnym [149].

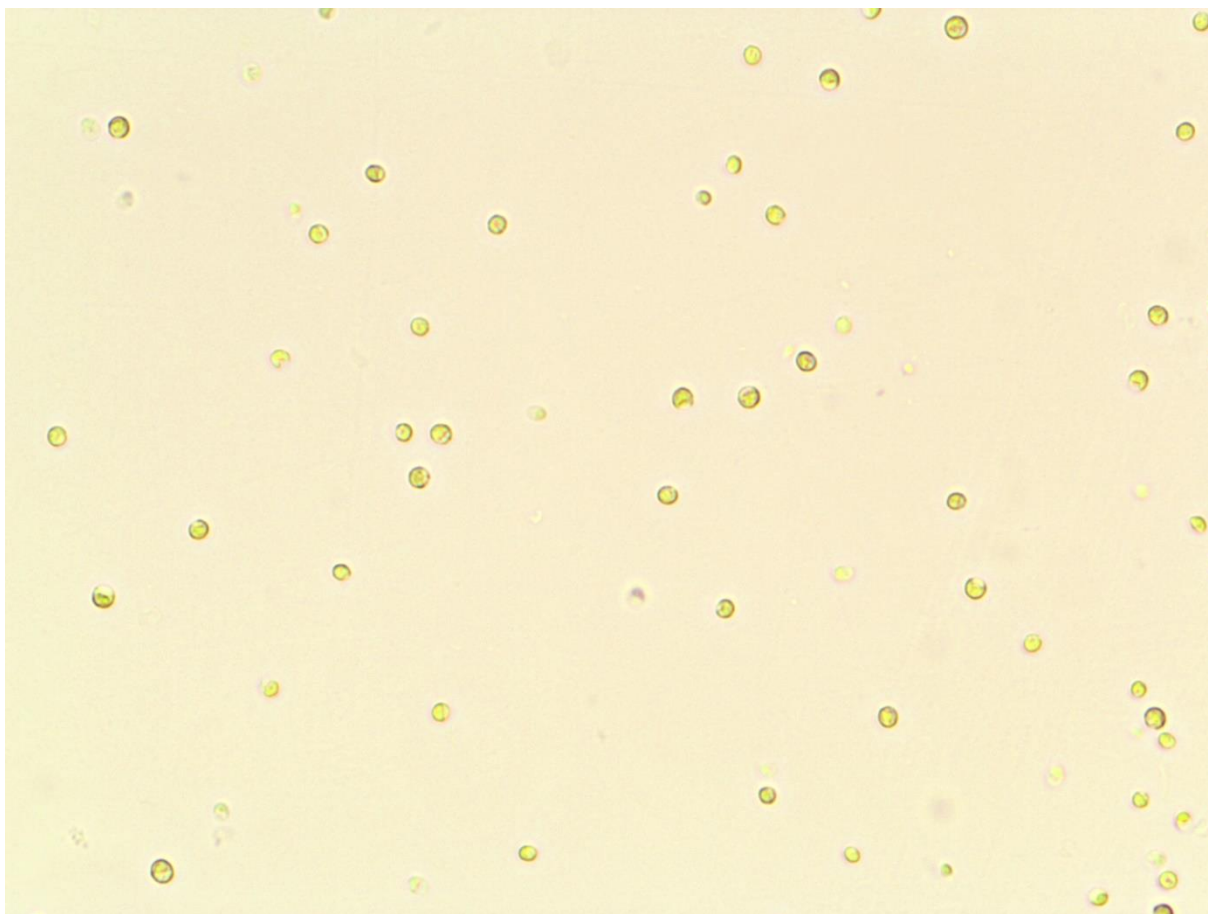
***Chlorella fusca* BA18**



Rys.6. *Chlorella fusca* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Algi z rodzaju *Chlorella* zaliczane są do gromady zielenic (Chlorophyta) są szeroko rozpowszechnione na całym świecie. Można je spotkać w środowiskach wilgotnych, w wodach słodkich i słonych. Występują również na korze czy w wilgotnej ziemi. Niektóre także wchodzi w symbiozę z organizmami wielokomórkowymi [150]. *Chlorella fusca* preferuje wody słodkie. Jest to gatunek znacznie słabiej poznany niż np. *Chlorella vulgaris* czy *Chlorella sorokiniana*. Ma mniejszy potencjał jeżeli chodzi o produktywność biomasy. Jej komórki są mniejsze niż *Chlorella vulgaris* (rys.8). Jest z nią blisko spokrewniona genetycznie. Ma podobną budowę komórkową, te same główne szlaki metaboliczne [151].

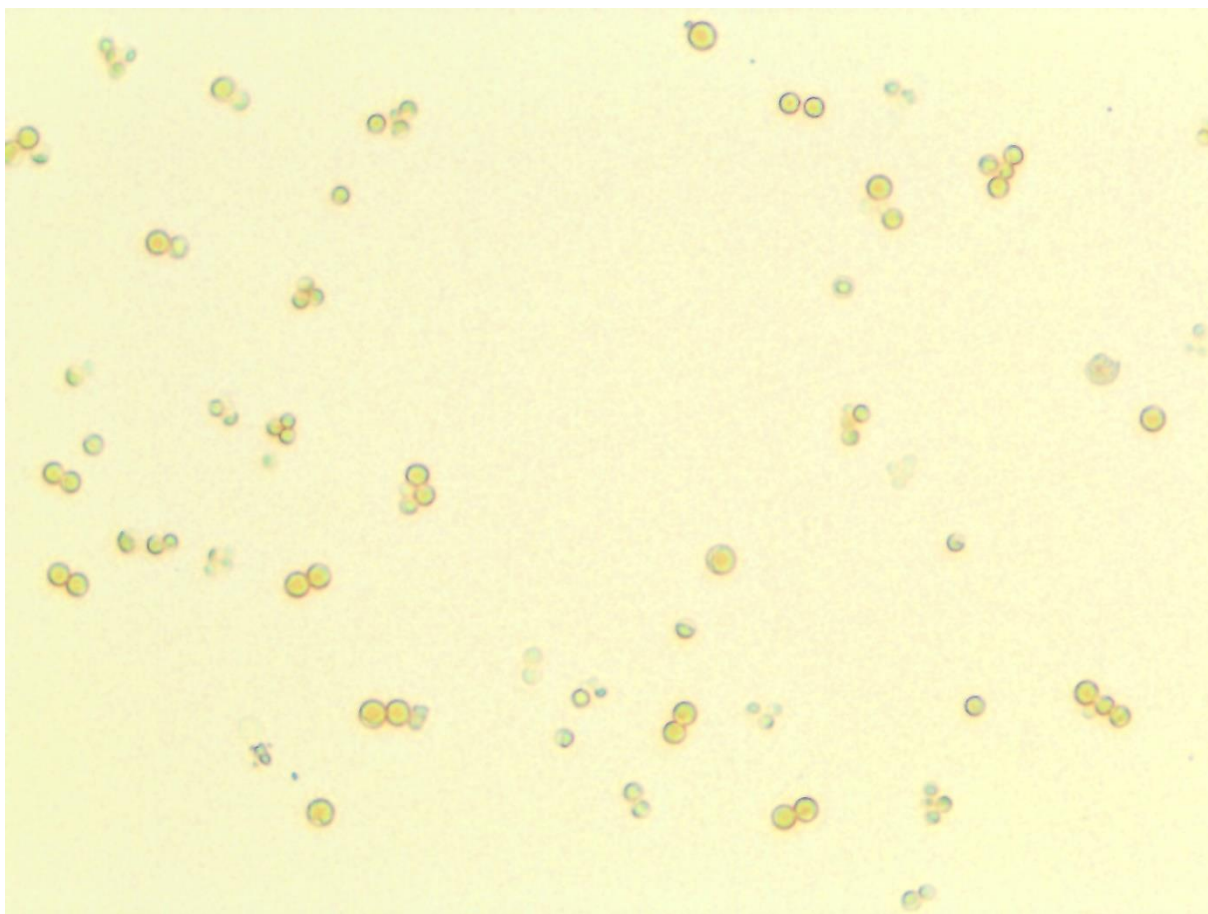
Chlorella sorokiniana



Rys.7. *Chlorella sorokiniana* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Zaliczana do gromady zielenic (Chlorophyta) i blisko spokrewniona z *Chlorella vulgaris*. Podobnie jak inne gatunki z rodzaju *Chlorella*, preferuje wody słodkie. Po raz pierwszy została wyizolowana w 1951 roku ze strumienia w Teksasie w Stanach Zjednoczonych. Ma jeden chloroplast o charakterystycznym wciętym kształcie (rys.7). Jej komórki są nieco mniejsze niż u *Chlorella vulgaris* (rys.8), lecz wyraźnie większe niż u *Chlorella fusca* (rys.6). Mogą rosnąć bardzo szybko bez dostępu do związków organicznych przy odpowiednim naświetleniu oraz odpowiedniej ilości soli mineralnych. Zdolna jest także do wydajnego wzrostu bez dostępu światła, wykorzystując związki organiczne jako źródło energii [152]. Identyfikacji tego gatunku mikroalgi dokonano na podstawie charakterystyki wybranych fragmentów DNA w firmie zewnętrznej.

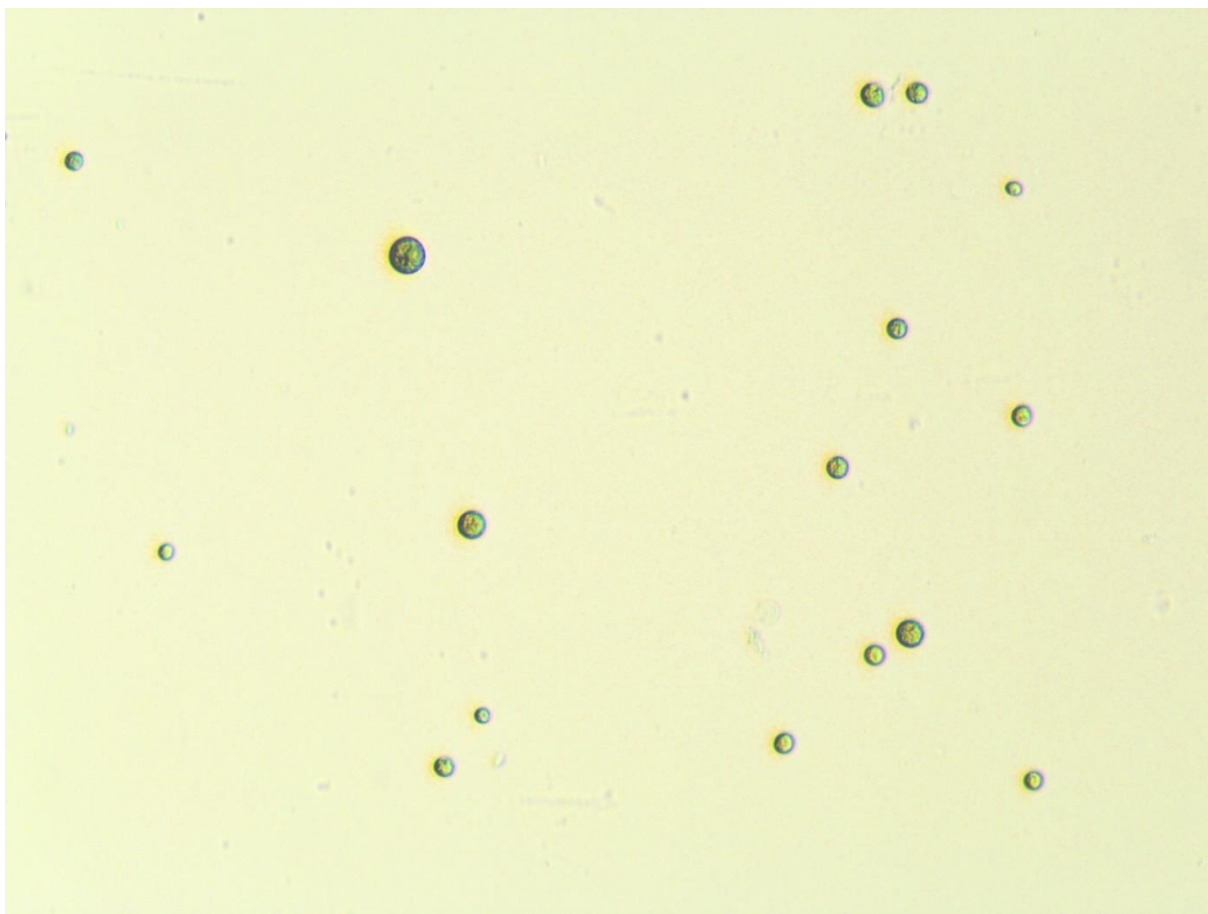
***Chlorella vulgaris* BA23**



Rys.8. *Chlorella vulgaris* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Jest to najbardziej znany gatunek z rodzaju *Chlorella*. Występuje zarówno w wodach słodkich, jak i słonych, w środowiskach wilgotnych, w tym w glebie czy na korze drzew liściastych. Podobnie jak wiele innych gatunków z tego rodzaju, zdolna jest do pozyskiwania energii na drodze fotosyntezy, jak i na drodze heterotroficznej ze związków organicznych [150]. Ma pojedynczy chloroplast otoczony podwójną błoną fosfolipidową. Metabolizm bardzo zbliżony do roślin wyższych. Jako substancje zapasowe gromadzi skrobię oraz lipidy. Nie ma aparatu ruchowego w postaci wici, podobnie jak inne gatunki z rodzaju *Chlorella*. Rozmnażanie w dogodnych warunkach przebiega stosunkowo szybko poprzez tworzenie spor wewnątrz dojrzałych komórek, po cztery. Po uwolnieniu się komórek młodocianych z komórki matczynej, jej pozostałości są wykorzystywane jako pokarm. Dzięki zdolności do miksotrofii, rośnie wydajnie zarówno w warunkach z optymalnym oświetleniem prowadząc fotosyntezę, jak i przy braku światła. Powszechnie wykorzystywana w biotechnologii, produkcji żywości, inżynierii środowiska, genetyce [153].

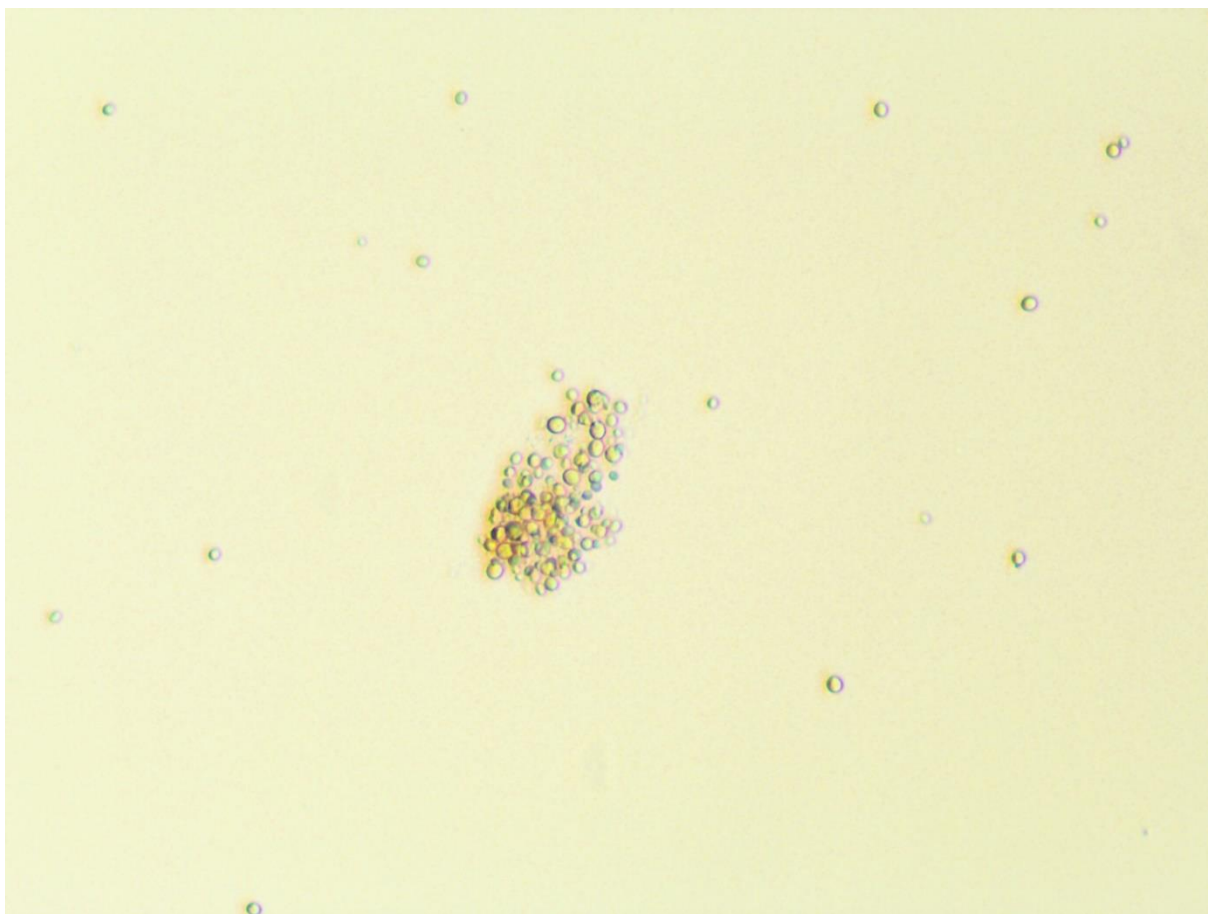
***Chlorococcum macrostigmatum* H810**



Rys.9. *Chlorococcum macrostigmatum* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Zielenice (Chlorophyta) z rodzaju *Chlorococcum* zaliczane są do rzędu *Chlamydomonales* wraz *Chlamydomonas* czy *Platymonas*. Nie wykazują, w przeciwieństwie do nich, zdolności do wydajnego ruchu. Mają komórki w kształcie kuli, zwykle występujących pojedynczo. Czasem tworzą kolonie, porastając różnorakie przedmioty. Można je spotkać zarówno w środowisku wodnym, jak i w glebie, na korze drzew, martwym drewnie, kamieniach i innych elementach środowiska. Rozmnażają się bezpłciowo poprzez autospory i zoospory. Zoospory są zdolne do ruchu [154]. Chloroplast jeden w kształcie szklanki z pyrenoidem (struktura w której znajdują się zgrupowania enzymatyczne zawierające RuBisco – kompleksy odpowiedzialne za wiązanie CO₂ i syntezę węglowodanów) [155]. Poszczególne komórki *Chlorococcum macrostigmatum* mogą różnić się znacznie wielkością (rys.9).

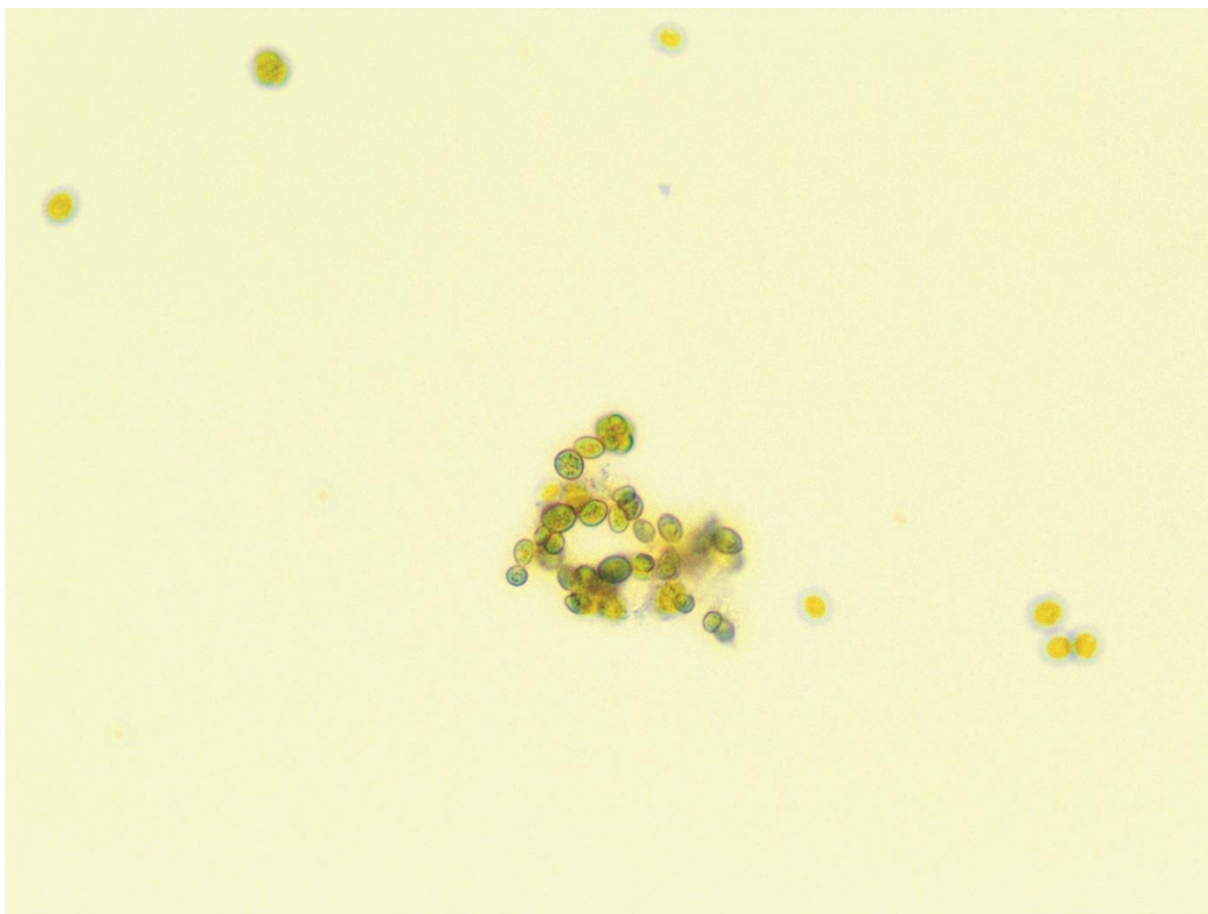
***Chloroidium laureanum* H8501**



Rys.10. *Chloroidium laureanum* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Rodzaj *Chloroidium*, zaliczany do zielenic (Chlorophyta) i rodziny Trebouxiophyceae, jest blisko spokrewniony z rodzajem *Chlorella*. Wiele z mikroalg zaliczanych do *Chlorella* we wcześniejszych opracowaniach, obecnie na bazie analizy genomów zakwalifikowano do rodzaju *Chloroidium*. Rozmnażają się wyłącznie bezpłciowo poprzez wytwarzanie autospor i ruchliwych zoospor. Ich komórki mogą przybierać kształt kulisty lub elipsoidalny. Występują powszechnie w środowisku glebowym, wodach słodkich i słonawych. Cechą charakterystyczną alg z rodzaju *Chloroidium* jest powszechne występowanie poza środowiskiem wodnym np. w wilgotnej glebie czy na wilgotnych elementach. *Chloroidium laureanum* wcześniej kwalifikowano jako *Parachloroidium laureanum*. Po raz pierwszy wyizolowano ten gatunek z biofilmu z powierzchni martwych elementów [156].

***Coelastrella oocystiformis* H4401**



Rys.11. *Coelastrella oocystiformis* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Rodzaj *Coelastrella* zaliczany jest do zielenic (Chlorophyta) i rodziny Scenedesmaceae. Komórki występują zwykle pojedynczo, czasem tworzą większe skupienia (rys.11). Mają zwykle kształt elipsoidalny. Chloroplast jeden zawierający pojedynczy pyrenoid. W dojrzałych kulturach *Coelastrella* dochodzi do zmiany barwy na żółtawą lub pomarańczową wskutek gromadzenia wewnątrz komórek innych niż chlorofile barwników, głównie z grupy karotenoidów. Wewnątrz komórek może występować kilka dobrze widocznych pod mikroskopem wakuol. Rozmnażają się bezpłciowo poprzez wytwarzanie autospor. Nie zaobserwowano u tych mikroalg również zdolności do wytwarzania zoospor czy innego stadium z wiciami [157].

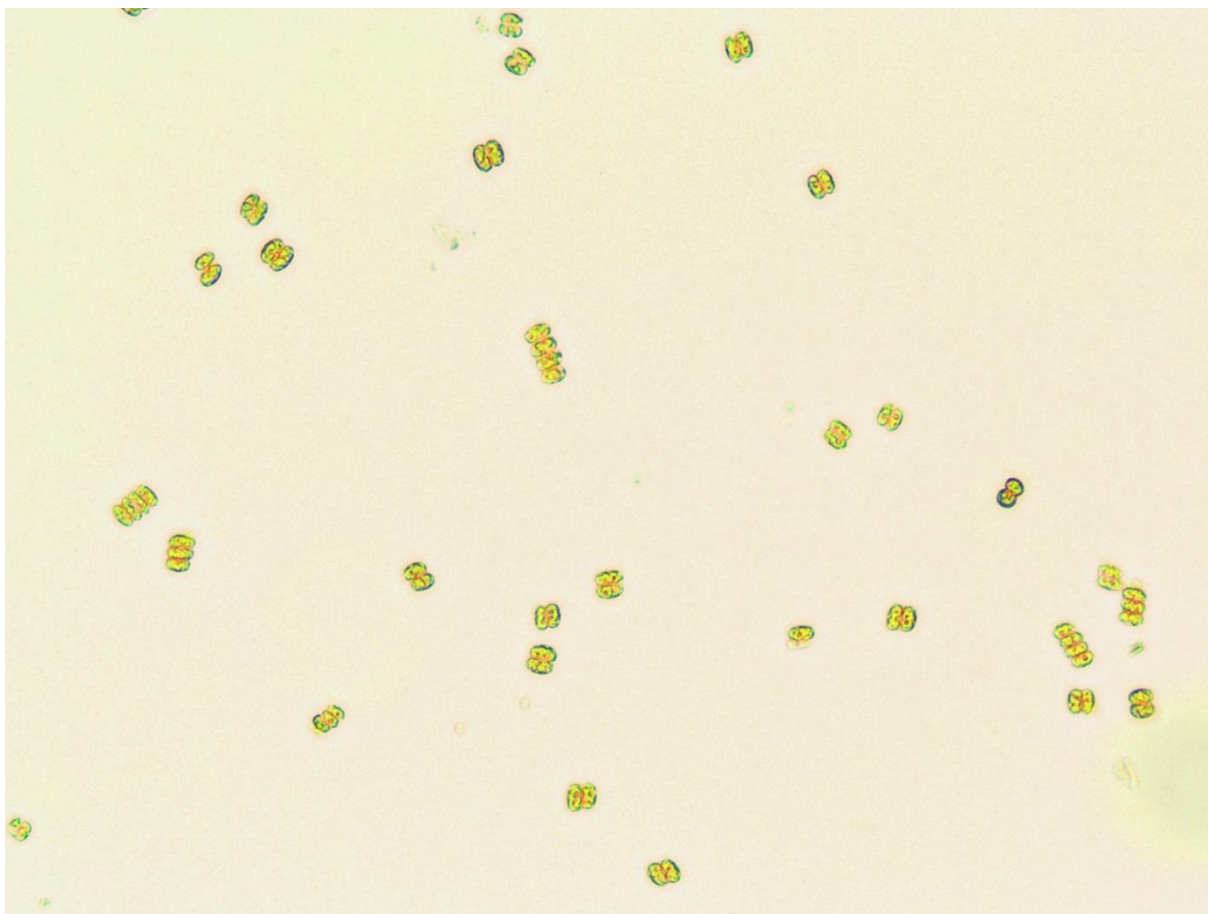
***Coenochloris mucosa* BA44**



Rys.12. *Coenochloris mucosa* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Zielenice (Chlorophyta) z rodzaju *Coenochloris* są zaliczane do rodziny Radiococcaceae. Stosunkowo małe komórki często tworzą symetryczne zgrupowania, jak na powyższej fotografii mikroskopowej. *Coenochloris mucosa* po raz pierwszy opisano i zidentyfikowano w roku 1977 z próbek pobranych na terenie Ukrainy w okolicach Charkowa [158]. Tworzą one kolonie składające się zwykle z parzystej liczby komórek. Stanowią składnik planktonu wodnego. Rozmnażają się poprzez wytwarzanie autospór wewnątrz komórek macierzystych. Nie zaobserwowano stadium płciowego oraz stadium posiadającego wici. Większość gatunków pochodzi z terenu Europy [159].

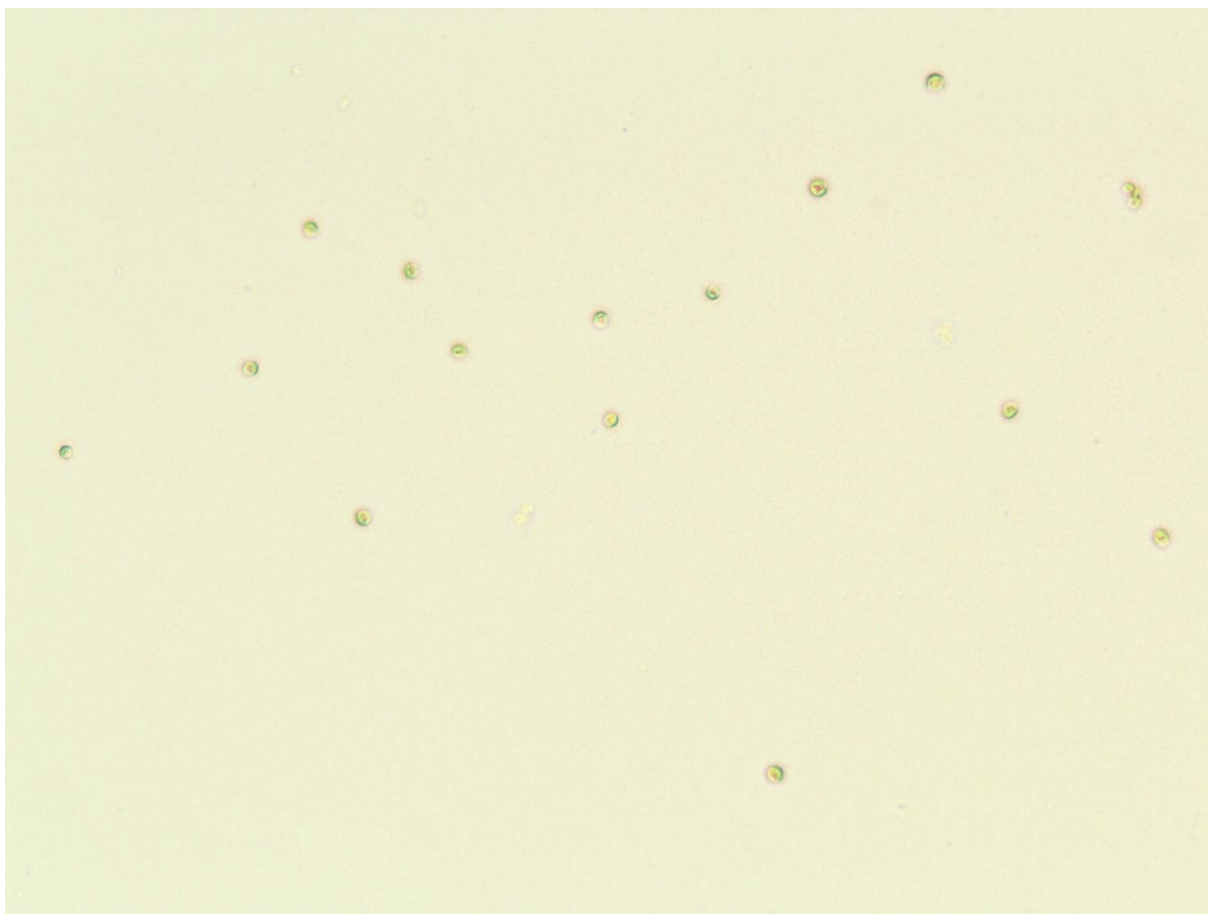
***Desmodesmus* sp. 5G-D3**



Rys.13. *Desmodesmus* sp. (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Algi z rodzaju *Desmodesmus* oraz pokrewnego im *Scenedesmus* mogą przyjmować różny kształt komórek oraz ich zgrupowań (coenobium) w zależności od warunków środowiskowych [6]. Słodkowodne algi z rodzaju *Desmodesmus* i blisko spokrewnionego *Scenedesmus* są szeroko rozprzestrzenione na całym świecie. Zaliczane są do rodziny Chlorophyceae [160]. Jest to jedna z najczęściej spotykanych grup alg. Występują zarówno w wodach słodkich, jak i w wilgotnej glebie. Ich kosmopolityczność ilustrowana jest poprzez szeroki zakres tolerancji na różnorakie warunki środowiskowe [161]. Mają one charakterystyczny kształt komórki i występują w układach najczęściej po dwie lub cztery. Różnice dotyczą przede wszystkim struktury ściany komórkowej oraz ilości i wielkości kolców [162]. W zależności do gatunku, kolce występują na komórkach skrajnych, na wszystkich komórkach lub może nie być ich wcale [163]. Takie zgrupowania komórek mają dodatkowe elementy: skrajne komórki mają zwykle więcej kolców. Ich wielkość oraz kształt zależna jest w dużej mierze od warunków środowiskowych, w tym czynników stresowych. Również ilość komórek w takich zgrupowaniach zależy od tych czynników [6].

***Dictyosphaerium* sp. BA157**



Rys.14. *Dictyosphaerium* sp. (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Rodzaj *Dictyosphaerium* zaliczany jest do gromady Chlorophyta i rodziny Chlorellaceae. Występuje w wodach słodkich, jako składnik planktonu. Często tworzą kolonie wokół których znajduje się otoczka ze śluzu, niekiedy pojawiają się też komórki łączące się za pomocą nóżek z elementami podłoża. Same komórki są mniej lub bardziej kuliste. Algi te rozmnażają się bezpłciowo poprzez wytwarzanie autospor wewnątrz komórki macierzystej. Nie stwierdzono u nich rozmnażania płciowego [164]. Jak pokazują badania genomu poszczególnych gatunków, ewoluowały one często z różnych grup i nie są ze sobą niekiedy blisko spokrewnione genetycznie. Cały czas trwają również prace nad prawidłową ich klasyfikacją. Jedną z cech branych pod uwagę jest morfologia komórek oraz zdolność do wytwarzania kolonii i nóżek [165].

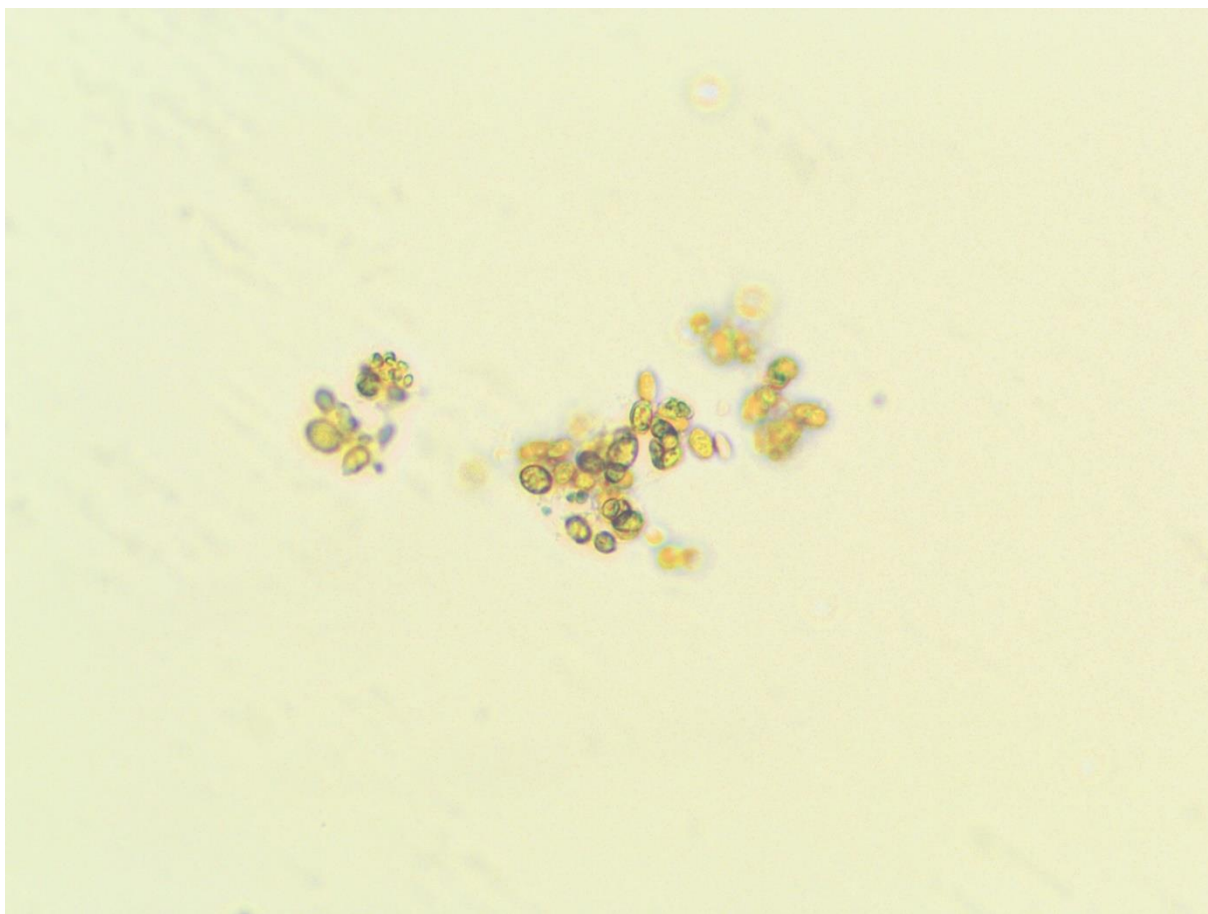
***Gloeocystis* sp. FA17**



Rys.15. *Gloeocystis* sp. (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Mikroalgi z rodzaju *Gloeocystis* zaliczane do gromady zielenic (Chlorophyta) obecnie klasyfikuje się do rodziny Radiococcaceae. Komórki są zwykle kształtu kulistego, często występują lamele wokół komórek. Przedstawiciele tego rodzaju mogą występować jako wolne komórki w środowisku wodnym lub w grupach, zwykle jeżeli występują na lądzie. Niekiedy tworzą dużej wielkości kolonie otoczone śluzem. Otoczki są nieregularnego kształtu. Mogą łączyć się np. po dwie (rys.15). Komórki takie wytwarzają spory w odpowiedzi na niekorzystne warunki środowiskowe wspólnie. Wytwarzają one zwykle brązowe akinety, które umożliwiają im przetrwanie. Rozmnażają się bezpłciowo poprzez wytwarzanie autospor, których może być nawet do 16 (zawsze liczba parzysta). Oprócz środowiska wodnego, można spotkać przedstawicieli tego rodzaju na drzewach czy skałach, w wilgotnej ziemi czy na mchach [166].

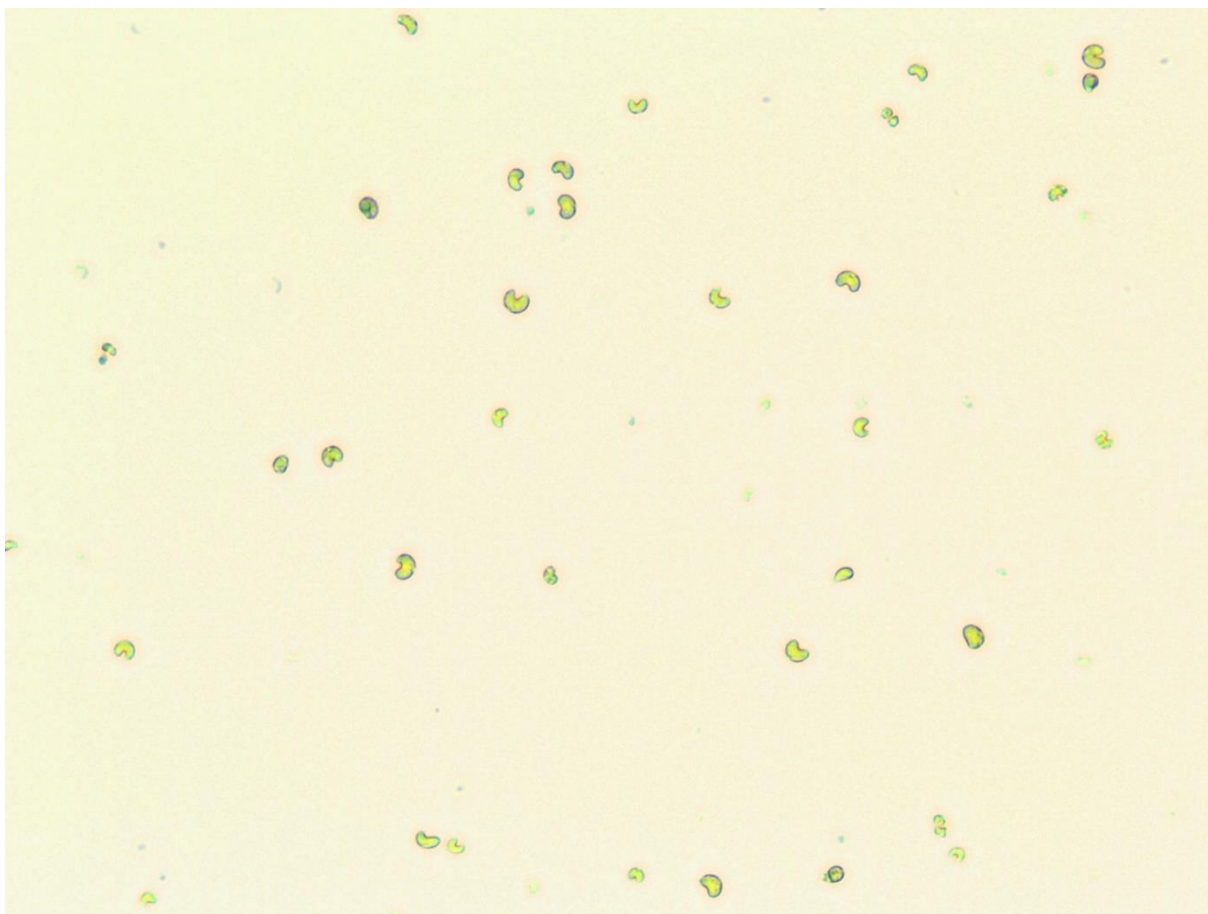
***Haematococcus* sp. BA 179**



Rys.16. *Haematococcus* sp. (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Algi z rodzaju *Haematococcus* z gromady zielenic (Chlorophyta) występują powszechnie na świecie. Można je spotkać w różnych środowiskach. Kształt komórek może być cylindryczny lub kulisty. Główna część cytoplazmy jest nieco oddalona od osłon komórkowych, co widać często na fotografiach mikroskopowych jako dodatkową osłonkę wewnętrzną. Mają zazwyczaj dwie wici. Chloroplasty występują w ilości kilku i znajdują się w nich jeden do kilku pyrenoidów. Występują również wakuole. Liczne barwniki powodują, że komórki uzyskują zabarwienie od żółtego do czerwonego (np. astaksantyna u *H. pluvialis*). Rozmnażają się bezpłciowo poprzez wytwarzanie ruchliwych zoospor. Są również zdolne do rozmnażania płciowego w trakcie którego dochodzi do izogamii [167]. *Haematococcus pluvialis* jest powszechnie używany do produkcji astaksantyny, barwnika wykorzystywanego w kosmetologii czy przemyśle spożywczym [168]. Niekiedy może on też powodować kłopotliwe zakwity. Mogą one pojawić się np. w basenach kąpielowych z których nie tak łatwo je usunąć. Świadczy to o potencjale przeżyciowym tych mikroalg [169].

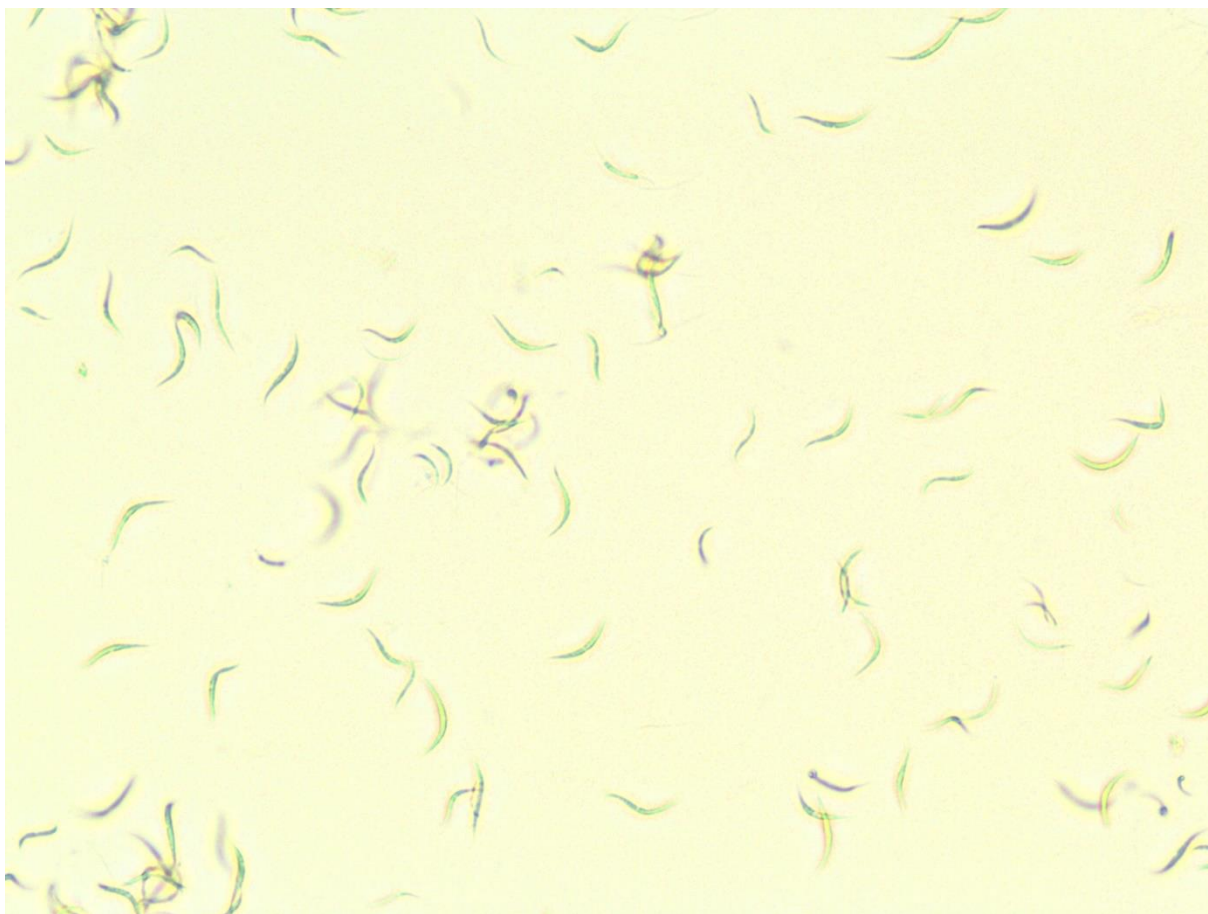
***Kirchneriella obesa* BA51**



Rys.17. *Kirchneriella obesa* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Zielenice z rodzaju *Kirchneriella* (Chlorophyta) zaliczane są obecnie do rodziny Selenastraceae. Występują w wodach słodkich jako składnik planktonu. Mogą występować jako pojedyncze komórki w planktonie wodnym lub tworzyć kolonie z parzystą liczbą komórek wahającą się od 2 do 64. Kształt samych komórek jest zmienny u poszczególnych gatunków. W wypadku *Kirchneriella obesa* są one wyraźnie wydłużone i wygięte w kształcie księżyca (rys.17). Jest to ich cecha charakterystyczna pozwalająca szybko odróżnić je od pozostałych gatunków z tego rodzaju. Inne gatunki mogą mieć komórki proste wydłużone lub skrócone spiralnie. Rozmnażają się bezpłciowo poprzez autospory. Nie stwierdzono stadium zdolnego do aktywnego ruchu ani rozmnażania płciowego [170]. W komórce występuje pojedynczy chloroplast z jednym pyrenoidem [154].

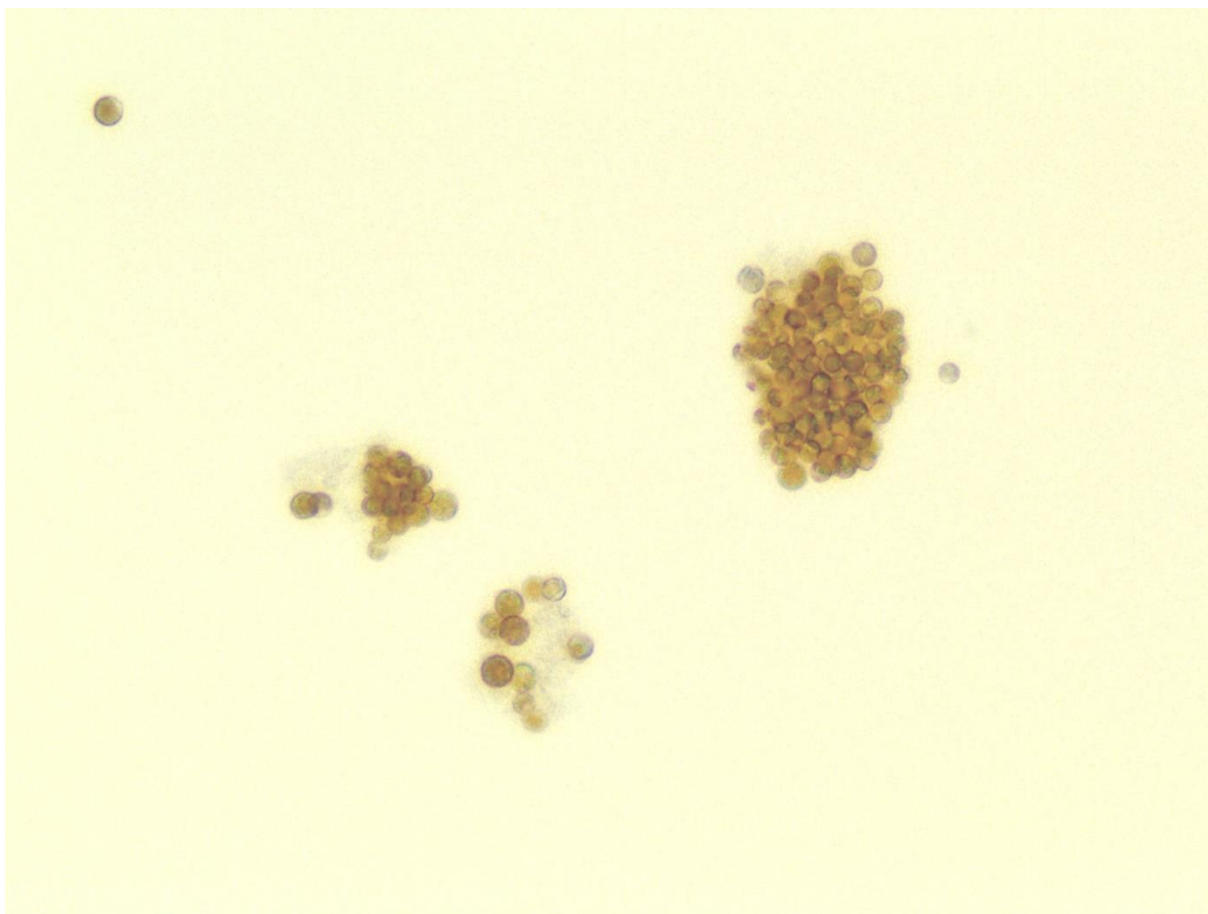
***Monoraphidium contortum* BA05**



Rys.18. *Monoraphidium contortum* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Mikroalgi zaliczane do rodzaju *Monoraphidium* z gromady zielenic (Chlorophyta) charakteryzują się dość wyjątkowym kształtem. Ich komórki są silnie wydłużone, zwykle dość ostro zakończone i skręcone spiralnie (rys.18). Jeden chloroplast umieszczony jest niesymetrycznie w komórce. Pyrenoidy mogą występować lub nie, a jeśli występują, są obecne pojedynczo. Rozmnażają się bezpłciowo poprzez wytwarzanie autospor w ilości 2 do 16. Występują zarówno jako organizmy planktonowe unoszące się w toni wodnej, jak i porastające elementy zanurzone w wodzie [171]. *Monoraphidium contortum* jest gatunkiem słodkowodnym, który można spotkać w różnych typach wód [172].

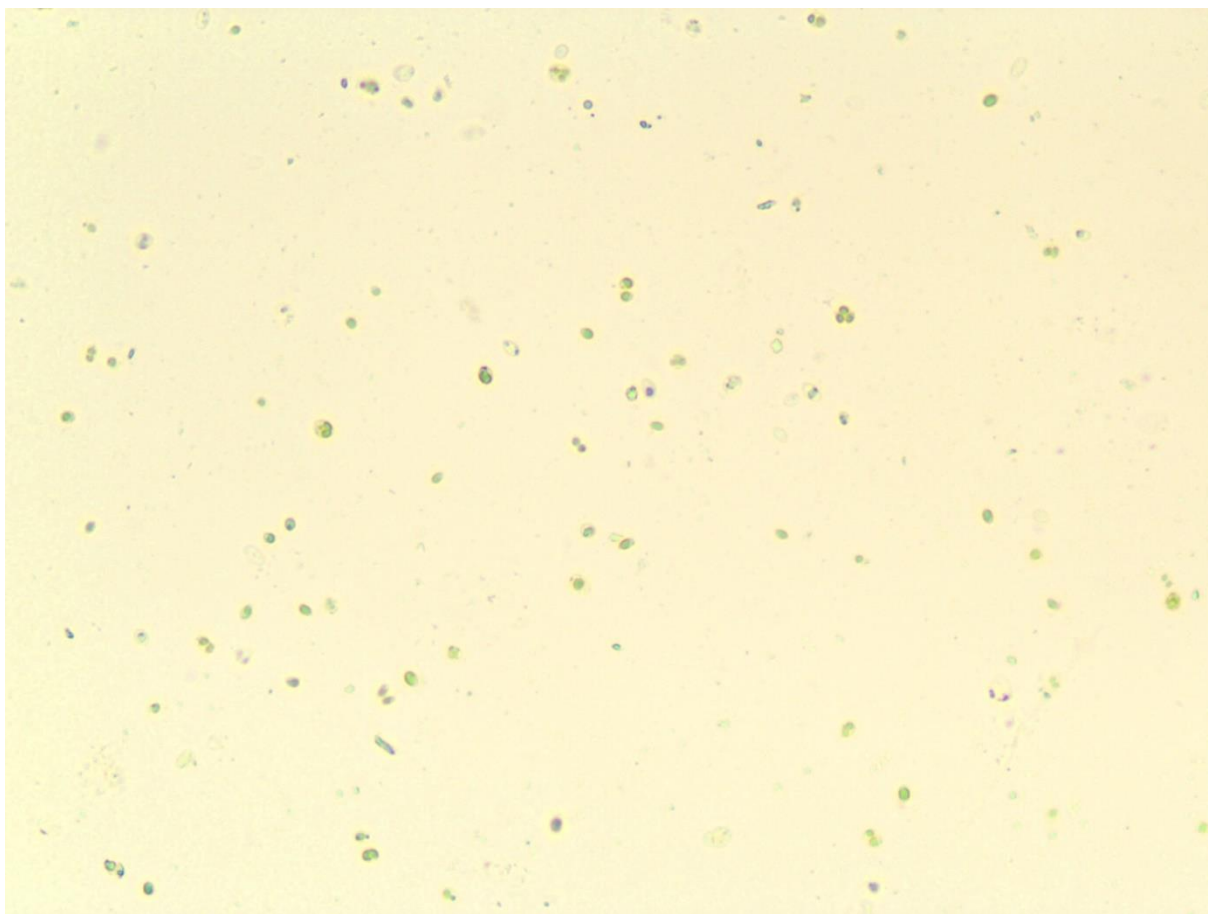
***Muriella terrestris* H6001**



Rys.19. *Muriella terrestris* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Zielenice z rodzaju *Muriella* (Chlorophyta) zaliczane są do rodziny Chlorellaceae i są blisko spokrewnione z rodzajem *Chlorella*. Ich komórki mają kształt kulisty lub zbliżony do kulistego. Wielkość w zależności od gatunku waha się w szerokich granicach. Często tworzą w wodzie zgrupowania, jak na fotografii powyżej (rys.19). W młodych komórkach występuje jeden chloroplast. U komórek dojrzałych dochodzi do podziałów chloroplastów i występuje ich kilka. Nie ma w chloroplastach pyrenoidów. Nie stwierdzono rozmnażania płciowego. Proces rozmnażania odbywa się poprzez wytwarzanie autospor w ilości do 8. Niektóre gatunki wytwarzają akinety jako formy przetrwalne umożliwiające przeżycie w trudnych warunkach środowiskowych [173]. *Muriella terrestris* może występować zarówno w wodzie, jak i w wilgotnej glebie wspólnie z innymi gatunkami zielenic [174].

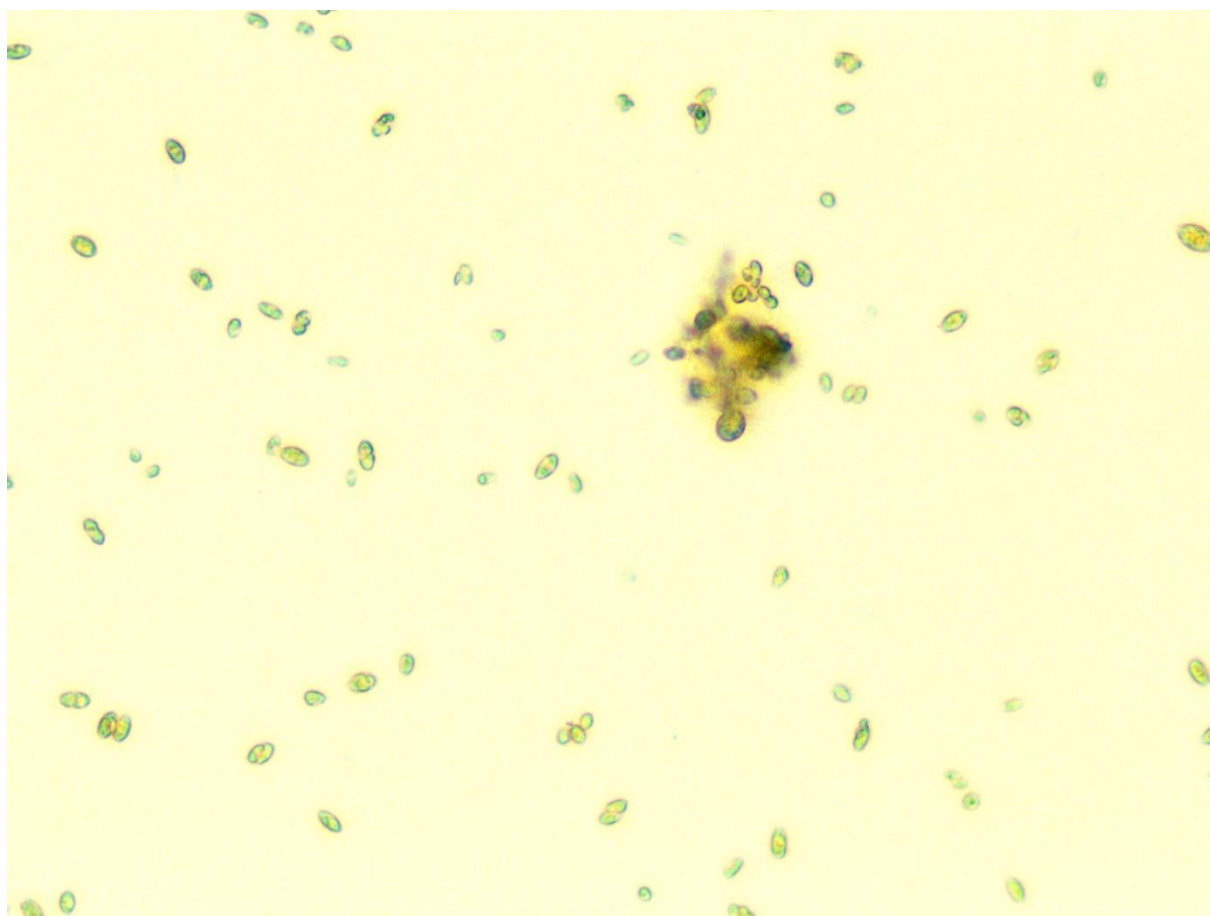
Oocystidium planoconvexum H5502



Rys.20. *Oocystidium planoconvexum* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Zaliczane do rodziny Oocystaceae zielenice (Chlorophyta), które zostały zidentyfikowane i przebadane stosunkowo niedawno. Nie są też dobrze poznane, jedynie kilka gatunków badano pod kątem zmienności genetycznej, a pozostałe były analizowane tylko morfologicznie. Ich systematyka wymaga dalszych badań [175]. Komórki u tych mikroalg występują zwykle po dwie lub cztery wraz z bezbarwną otoczką. Mają kształt owalny lub kulisty, w otoczce często występują pozostałości po komórce rodzicielskiej po etapie podziału w trakcie wytwarzania autospory. Chloroplasty występują w ilości 1 lub 2. Rozmnażają się bezpłciowo poprzez autospory. Nie są znane stadia zdolne do ruchu aktywnego. Występują jako składnik planktonu w wodach słodkich. Były do tej pory izolowane w próbkach na terenie Eurazji czy w Ameryce Południowej. *Oocystidium planoconvexum* jest jednym z lepiej poznanych gatunków należących do tego rodzaju i typowym składnikiem planktonu unoszącego się w toni wodnej [176,177].

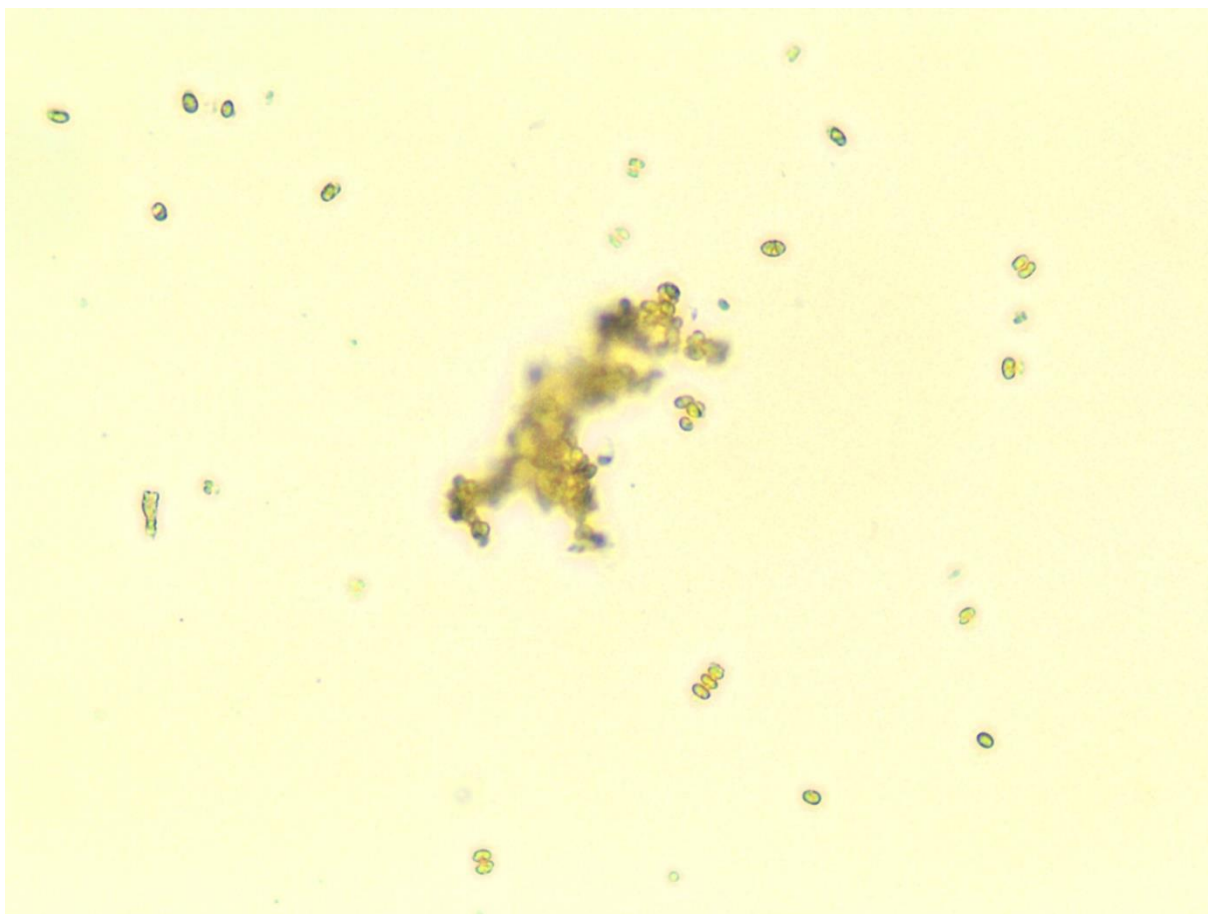
Scenedesmus acutus BA24



Rys.21. *Scenedesmus acutus* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Słodkowodne algi z rodzaju *Scenedesmus* i blisko spokrewnionego *Desmodesmus* są szeroko rozprzestrzenione na całym świecie. Zaliczane są do rodziny Chlorophyceae. Rozmiary ich komórek mieszczą się w granicach 10-50 μm [160]. Coenobium to również cecha charakterystyczna dla rodzaju *Scenedesmus*. Jak wcześniej wspomniano, ich wielkość oraz kształt zależna jest w dużej mierze od warunków środowiskowych, w tym czynników stresowych. Dotyczy to również kształtu i ilości wypustek wytwarzanych przez konkretne gatunki. Dzięki tej plastyczności biologicznej omawiane algi mogą być dobrym bioindykatorem stanu środowiska w którym występują [6]. *Scenedesmus acutus* jest to typowy gatunek słodkowodny [178]. Zwiększające się stężenie związków fosforu i siarki w wodzie stymuluje u niego wytwarzanie zewnątrzkomórkowych egzopolisacharydów (EPS), które mogą być przydatne w przemyśle kosmetycznym czy medycynie. Zjawisko to wykorzystuje się w praktyce do stymulacji hodowli *Scenedesmus acutus* [179].

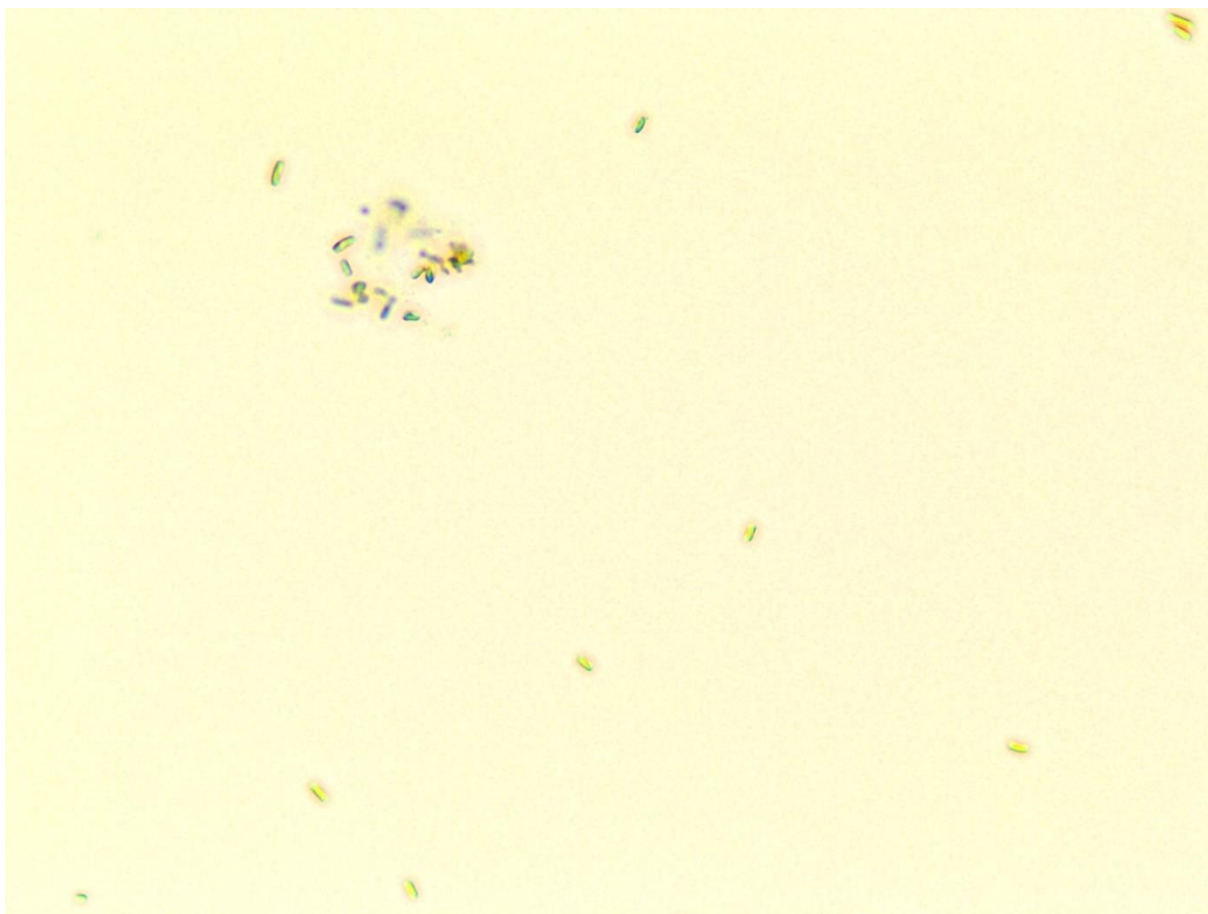
Scenedesmus bifidus KN24



Rys.22. *Scenedesmus bifidus* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Podobnie jak pozostałe gatunki z rodzaju *Scenedesmus*, również preferuje wody słodkie. Jest plastyczny środowiskowo. Chloroplasty występują pojedynczo z pojedynczym pyrenoidem. Rozmnażają się, podobnie jak inne gatunki z tego rodzaju, poprzez wytwarzanie autospor, których liczba może dochodzić nawet do 32 [180]. W przeciwieństwie do *Scenedesmus acutus*, częściej wytwarza coenobia złożone z dwóch lub czterech połączonych ze sobą komórek, a jego komórki są wyraźnie mniejsze (rys.22).

***Stichococcus bacillaris* BA09**

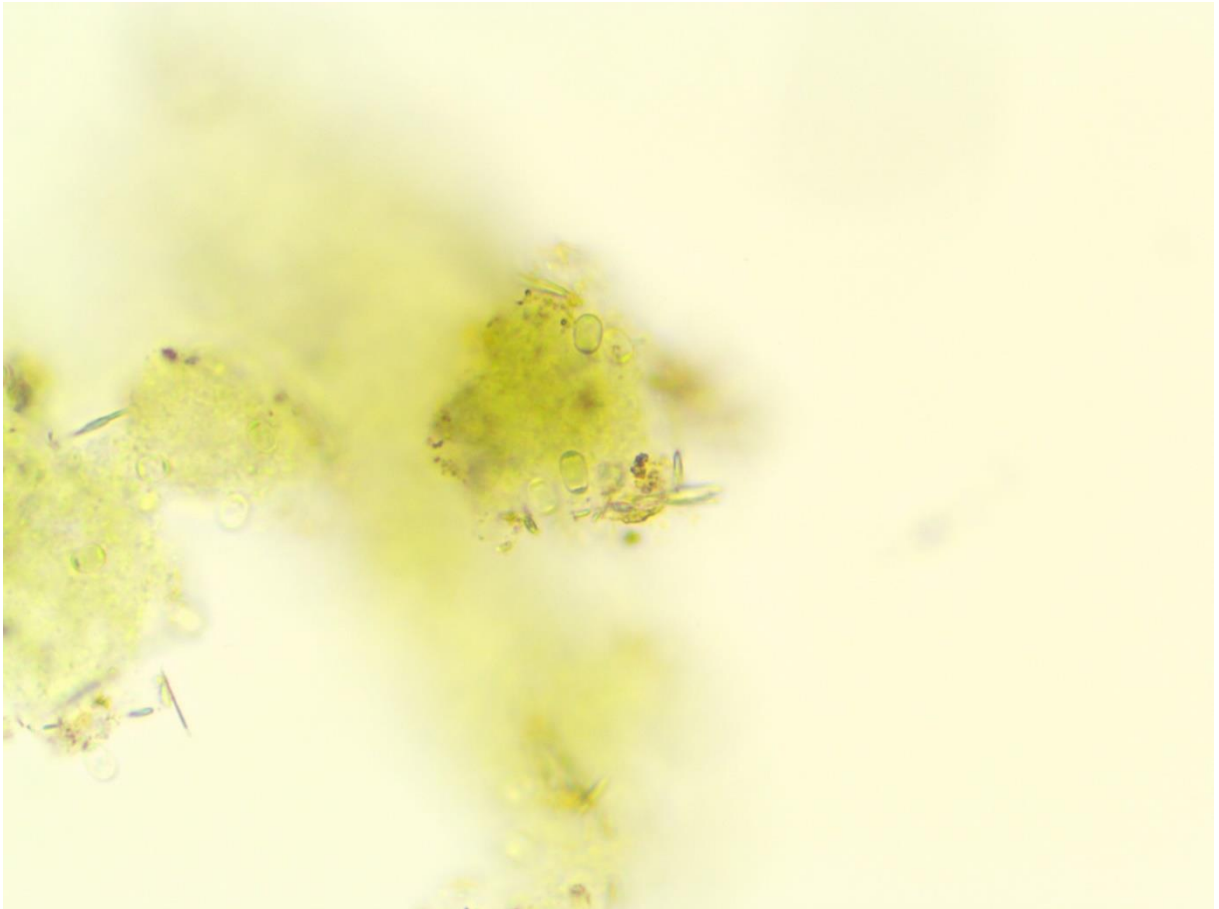


Rys.23. *Stichococcus bacillaris* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Należy do rodziny Stichococcaceae i gromady zielenic (Chlorophyta). Gatunki zaliczane do rodzaju *Stichococcus* mają komórki o wydłużonym kształcie, często połączone ze sobą końcami po 2 lub 4. Łatwo je np. poprzez wytrząsanie rozdzielić. Ściana komórkowa jest stosunkowo cienka. Komórki mają kształt cylindryczny z zaokrąglonymi końcami (rys.23). Chloroplasty pojedyncze występują na jednym ich końcu, nie zawsze występuje pojedynczy pyrenoid. Wakuole obecne na końcach komórek są wyraźnie widoczne w obrazie mikroskopowym. Algi te rozmnażają się poprzez fragmentację filamentów lub prosty podział komórek [181]. *Stichococcus bacillaris*, typowy gatunek z rodzaju *Stichococcus*, jest wykorzystywany do produkcji na skalę przemysłową kwasów tłuszczowych stosowanych następnie do wytwarzania biopaliw. Jest gatunkiem kosmopolitycznym, szeroko rozprzestrzenionym na świecie. Systematyka alg z rodzaju *Stichococcus* jest ciągle niejasna i wymaga dalszych badań [182].

Algi prokariotyczne

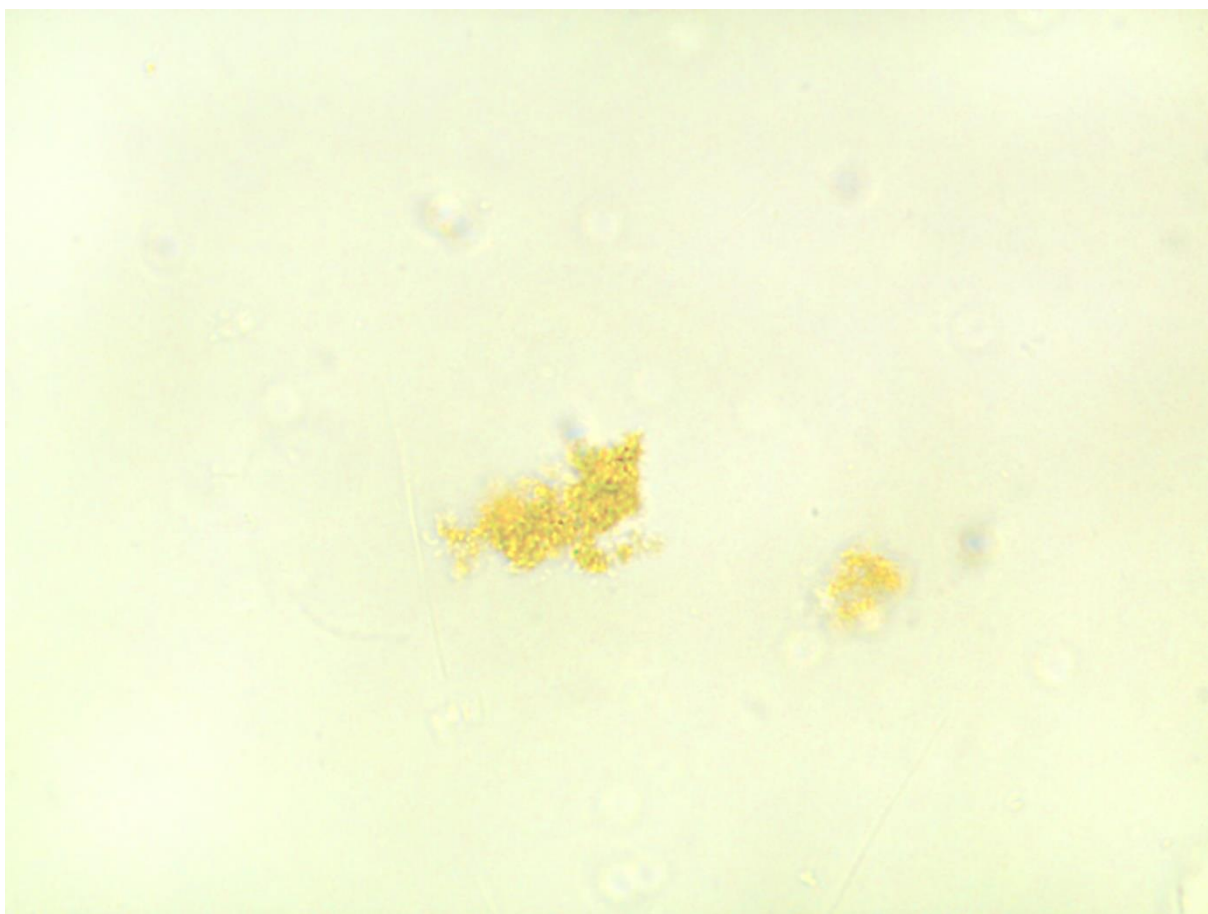
Aphanizomenon sp. BA69



Rys.24. *Aphanizomenon* sp. (powiększenie 400x) [fotografia własna]

Zaliczany jest to królestwa Procariota i rodziny Aphanizomenonaceae. Mikroalgi te występują w wodach słodkich, tworząc wolno pływające kolonie. Wytwarzają trychomy proste lub lekko zagięte. Na końcach trychomy mogą występować komórki cylindryczne, widoczne na rys.24. Komórki wegetatywne są kształtu beczkowatego lub walcowatego ułożone w trychomach jedna nad drugą. Wytwarzają komórki powietrzne, które ułatwiają koloniom unoszenie się na wodzie. Rozmnażają się przez podział, a następnie rozpad trychom na mniejsze części oraz przez wytwarzanie akinet [183]. *Aphanizomenon flos-aquae* znany jest z tworzenia silnych zakwitów w zeutrofizowanych wodach w miesiącach letnich. Stanowi to poważny problem w regionach, gdzie występują problemy z czystością wód i gospodarką ściekową [184]. Dodatkowo może wytwarzać cyjanotoksyny, które są niebezpieczne dla zwierząt i ludzi. Anatoksyny tego i spokrewnionych gatunków są niebezpieczne dla ryb, jak również kumulują się z czasem w ich ciałach [185]. Mikroalgi te są w stanie wiązać azot atmosferyczny [186].

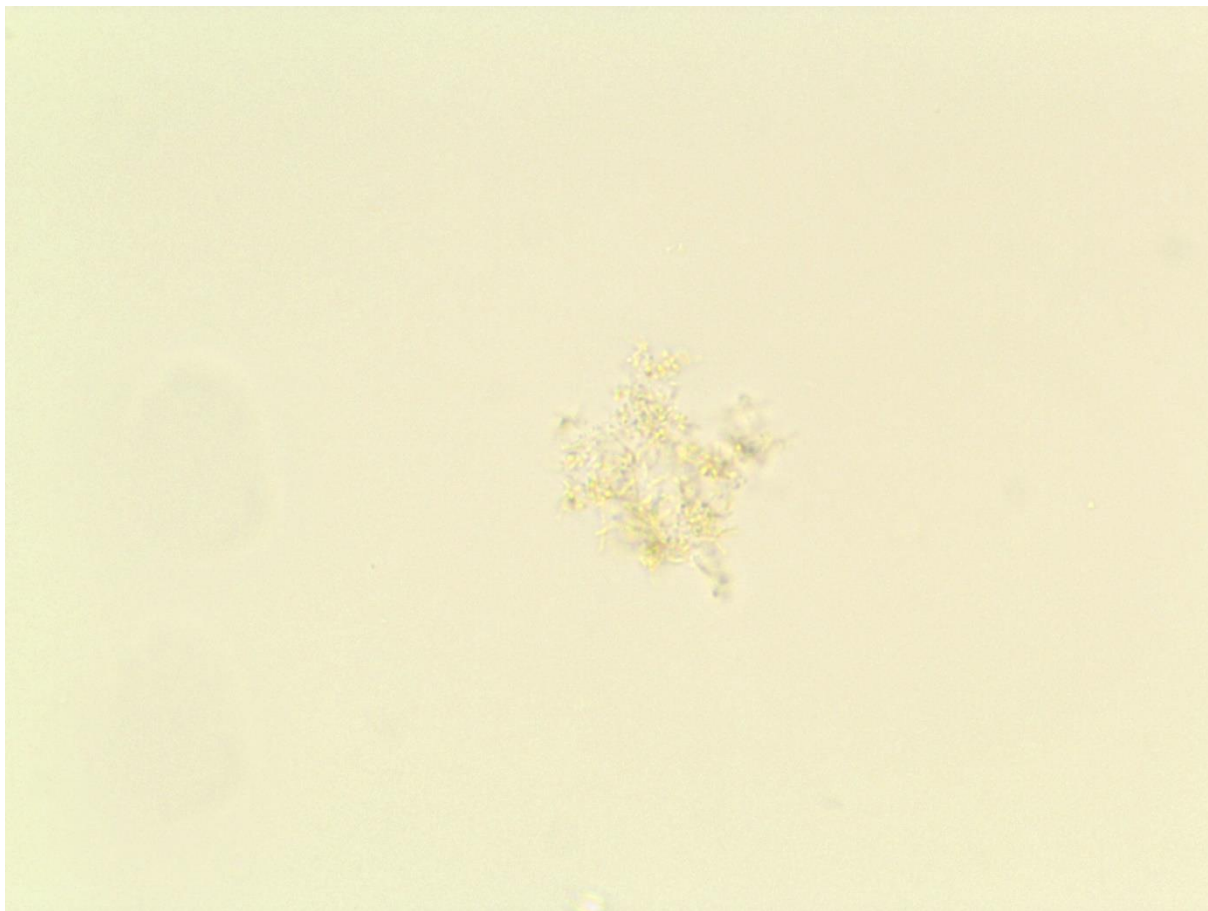
Arthrospira platensis



Rys.25. *Arthrospira platensis* (powiększenie 400x) [fotografia własna]

Cyjanobakterie z rodzaju *Arthrospira* nie wytwarzają toksyn. Ich prozdrowotne właściwości znane są już od czasów Azteków. Również starożytne kultury afrykańskie wykorzystywały je w celach spożywczych. Najczęściej wykorzystywanym obecnie w przemyśle spożywczym czy kosmetycznym gatunkiem jest *Arthrospira platensis*. Preparaty zawierające spirulinę (dawna nazwa rodzajowa oraz popularna nazwa handlowa) są powszechnie dostępne jako suplementy diety. Podobnie jak to ma miejsce w wypadku *Chlorella vulgaris*, są one bogate w liczne substancje odżywcze, w tym cenne kwasy tłuszczowe, białka, mikroelementy czy witaminy [187]. W Afryce biomasa *Arthrospira* spożywana jest do dziś przez plemiona zamieszkujące okolice jeziora Czad. Z wysuszonych mat formuje się placki [188]. Komórki cyjanobakterii z rodzaju *Arthrospira* są ułożone w trychomach jedna nad drugą. Na końcach trychom komórki są zaokrąglone i zwykle większe od pozostałych. Rozmnażają się poprzez fragmentację trychom w ruchliwe homogonia [189]. *Arthrospira platensis* preferuje wody cieplejsze o zasadowym odczynie. Optymalne pH mieści się w granicach 9, natomiast najlepiej rośnie w temperaturze 30-35°C [190].

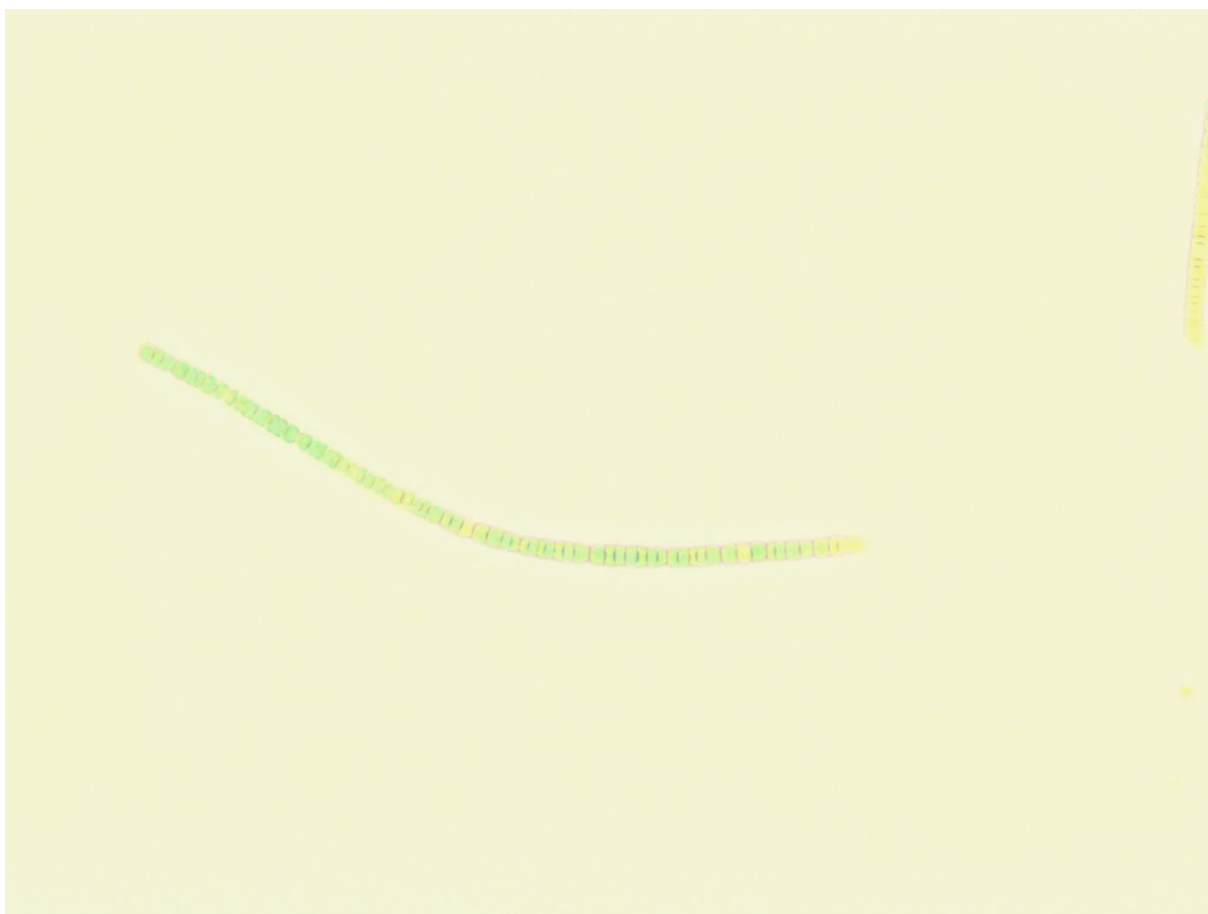
***Geitlerinema* sp. BA13**



Rys.26. *Geitlerinema* sp. (powiększenie 400x) [fotografia własna]

Cyjanobakterie z rodzaju *Geitlerinema* zaliczane są do rodziny Geitlerinemataceae. Tworzą delikatne, cienkie trychomy o barwie zielono-niebieskiej, stosunkowo jasne. W trakcie wzrostu wytwarzają zwykle cienkie maty, okazjonalnie znajduje się pojedyncze trychomy w toni wodnej. Zwykle są one wygięte mniej lub bardziej. Wykazują pewną ruchliwość. Końcowe komórki na trychomach są zaokrąglone. Mogą gromadzić polifosforany jako materiał zapasowy, skrobię i inne polisacharydy. Rozmnażają się przez podział trychom na ruchliwe homogonia [191]. Rodzaj *Geitlerinema* jest szeroko rozpowszechniony na świecie w wodach słonych i słonawych. Stanowi w nich istotny element planktonu. Ciągłe jednak istnieją spory jeżeli chodzi o systematykę tego rodzaju i rodzajów pokrewnych, w tym *Sodalinema* [192].

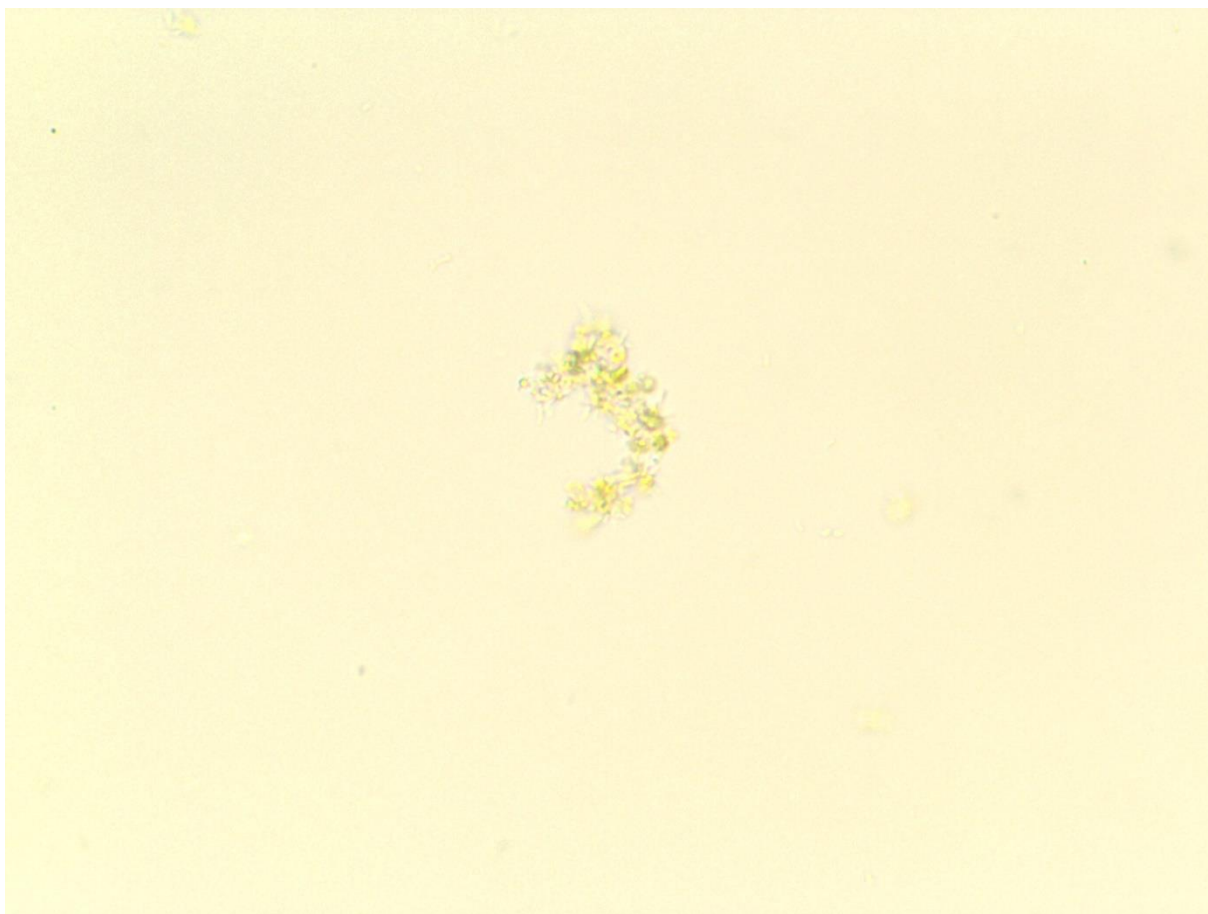
***Nodularia spumigena* BA15**



Rys.27. *Nodularia spumigena* (powiększenie 200x) [fotografia własna]

Cyjanobakterie z rodzaju *Nodularia* tworzą trychomy proste lub nieco wygięte. Wyraźnie grubsze niż u większości innych sinic. Heterocysty są słabo zaznaczone, zwykle nieco mniejsze lub większe od komórek wegetatywnych. Rozmnażają się przez podział trychom na części, które następnie wydłużają się, aż do następnego podziału. Pojawiają się rzadko w wodach słodkich, znacznie częściej w wodach słonych i słonawych. Mają dużą plastyczność środowiskową jeśli chodzi o zasolenie [193]. Podobnie jak niektóre z innych cyjanobakterii, mogą wytwarzać szkodliwe dla zwierząt cyjanotoksyny. Do przemieszczania się w kierunku światła służą im komórki powietrzne. Dzięki nim bliżej powierzchni mogą być wystawione na silniejsze działanie promieni słonecznych, powodując zakwity. Są w stanie wiązać azot atmosferyczny w przypadku jego braku w środowisku w którym występują. Dzięki temu przystosowaniu rosną wydajnie także w miejscach, gdzie są deficyty tego pierwiastka. Po jego związaniu i przekształceniu w związki organiczne, po śmierci komórek przechodzi on do roztworu wodnego i może być pobierany przez inne organizmy. Mikroalgi wiążące azot z powietrza są ważnym ogniwem krążenia tego pierwiastka w przyrodzie [186].

***Nostoc* sp. BA81**



Rys.28. *Nostoc* sp. (powiększenie 400x) [fotografia własna]

Rodzaj *Nostoc* zaliczany jest do cyjanobakterii tworzących kolonie złożone z nierozgałęzionych filamentów. Jego przedstawiciele występują zarówno w środowisku wodnym, jak i na lądzie. Mikroalgi te są wyjątkowo odporne na wysychanie. Po wielu miesiącach dehydratacji mogą powrócić do normalnych funkcji metabolicznych w kilka godzin. Również są odporne na niskie temperatury i zamrażanie. Dzięki temu skolonizowały strefy arktyczne. Są zdolne do wiązania azotu atmosferycznego i pełnią ważną rolę w jego obiegu w przyrodzie. Stanowią także pożywienie dla wielu organizmów [194]. Występują w różnych środowiskach wodnych i lądowych na całym świecie. Charakterystyczną cechą tych cyjanobakterii jest wytwarzanie śluzowych otoczek, tworzących niewielkie kolonie. Ich systematyka jest ciągle nie do końca jasna. Rozmnażają się przez proste podziały komórek, które następnie pozostają połączone bokami. Łańcuch takich komórek dzieli się później na krótsze odcinki. Komórki na końcach mogą nieco różnić się od pozostałych. Wytwarzają również akinety jako formy przetrwalne [195].

Oscillatoria lutea



Rys.29. *Oscillatoria lutea* (powiększenie 400x) [fotografia własna]

Rodzaj *Oscillatoria* zaliczany do rodziny Oscillatoriaceae jest szeroko rozpowszechniony na świecie. Są zdolne do wiązania azotu atmosferycznego, podobnie jak np. rodzaj *Nostoc* czy *Nodularia*. Przedstawiciele rodzaju *Oscillatoria* mają charakterystyczne trychomy o wyraźnie od siebie oddzielonych komórkach. Nie wytwarzają heterocyst. Zwykle są one proste, czasem delikatnie zagięte. Nazwa „drgalnica” odzwierciedla ich zdolność do poruszania się oraz wykonywania ruchów drgających, które można obserwować pod mikroskopem. Podziały pojedynczych komórek w optymalnych warunkach zachodzą szybko. Rozmnażanie się odbywa poprzez podział trychomów i wytwarzanie krótkich homogoniów. Występują w wodach słodkiej, słonych, w wilgotnej glebie, rzekach, na skałach, korze drzew czy martwym wilgotnym drewnie [196]. Charakterystyczną cechą *Oscillatoria* jest to, że komórki w trychomach są wyraźnie szersze niż wyższe [197].

***Phormidium* sp. BA112**



Rys.30. *Phormidium* sp. (powiększenie 400x) [fotografia własna]

Cyjanobakterie z rodzaju *Phormidium* tworzą nierozgałęzione trychomy o niewielkiej średnicy. Komórki mają kształt beczułkowaty. Niekiedy wytwarzają komórki powietrznie, choć nie jest to regułą. Są zabarwione na kolor niebiesko-zielony, rzadziej brązowy lub szary. Nie wytwarzają heterocyst i akinet. Wszystkie komórki, oprócz komórek skrajnych na końcach trychom, są zdolne do podziałów. Zdolne do ruchu hormogonia powstają przez fragmentację trychomów [198]. Produkują liczne karotenoidy, a ich wzajemna ilość i rodzaj jest ważną cechą taksonomiczną. Ich systematyka jest wciąż niejasna i wymaga dalszych badań [199].

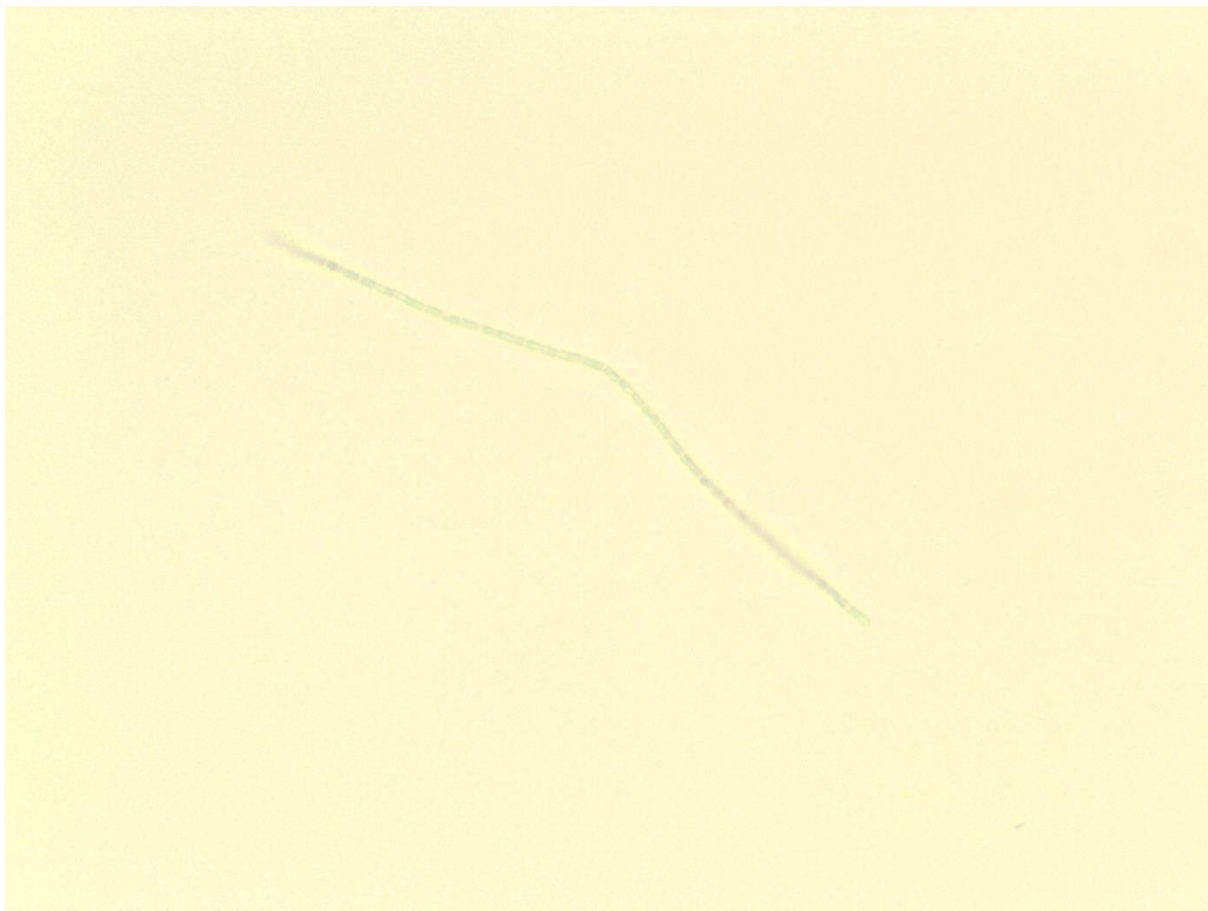
***Picocyanobacteria* sp. BA60**



Rys.31. *Picocyanobacteria* sp. (powiększenie 400x) [fotografia własna]

Do tego rodzaju/grupy zaliczane są prokariotyczne, jednokomórkowe mikroalgi o stosunkowo najmniejszych rozmiarach komórek. Jest to frakcja planktonu klasyfikowana między 0,2 i 2 μm . Jako *Picocyanobacteria* opisuje się gatunki wcześniej nie poznane i nie zidentyfikowane. Autorzy różnych prac włączają do tej grupy zarówno cyjanobakterie słodkowodne, jak i morskie o takich cechach. Cały czas trwają badania nad ich nazewnictwem i systematyką. Do tej grupy zalicza się również zidentyfikowane rodzaje i wcześniej sklasyfikowane np. *Synechococcus*, *Prochlorococcus* [200]. Szczep wykorzystany do badań pochodził z Zatoki Gdańskiej [201].

***Pseudanabaena* sp. BA142**



Rys.32. *Pseudanabaena* sp. (powiększenie 400x) [fotografia własna]

Rodzaj ten jest blisko spokrewniony z *Anabaena* i zaliczany do rodziny Pseudanabaenaceae. Wytwarza proste lub lekko wygięte trychomy z wyraźnie zaznaczonymi pojedynczymi komórkami. Mają one kształt beczulek i są wyraźnie dłuższe niż szersze. Wyraźnie są również zaznaczone granice pomiędzy nimi. Wykazują ruchliwość. Pojawiają się u niektórych gatunków komórki powietrzne pozwalające na unoszenie się w toni przy powierzchni dla zapewnienia odpowiedniego nasłonecznienia. Rozmnażają się przez podział trychomy na fragmenty, które następnie wydłużają się do pierwotnego rozmiaru. Niektóre z gatunków występują wolno w toni wodnej, inne żyją na dnie zbiorników czy porastają elementy zanurzone w wodzie. Niektóre są znajdowane również w wilgotnej glebie lub wchodzą w symbiozę z organizmami wyższymi [202].

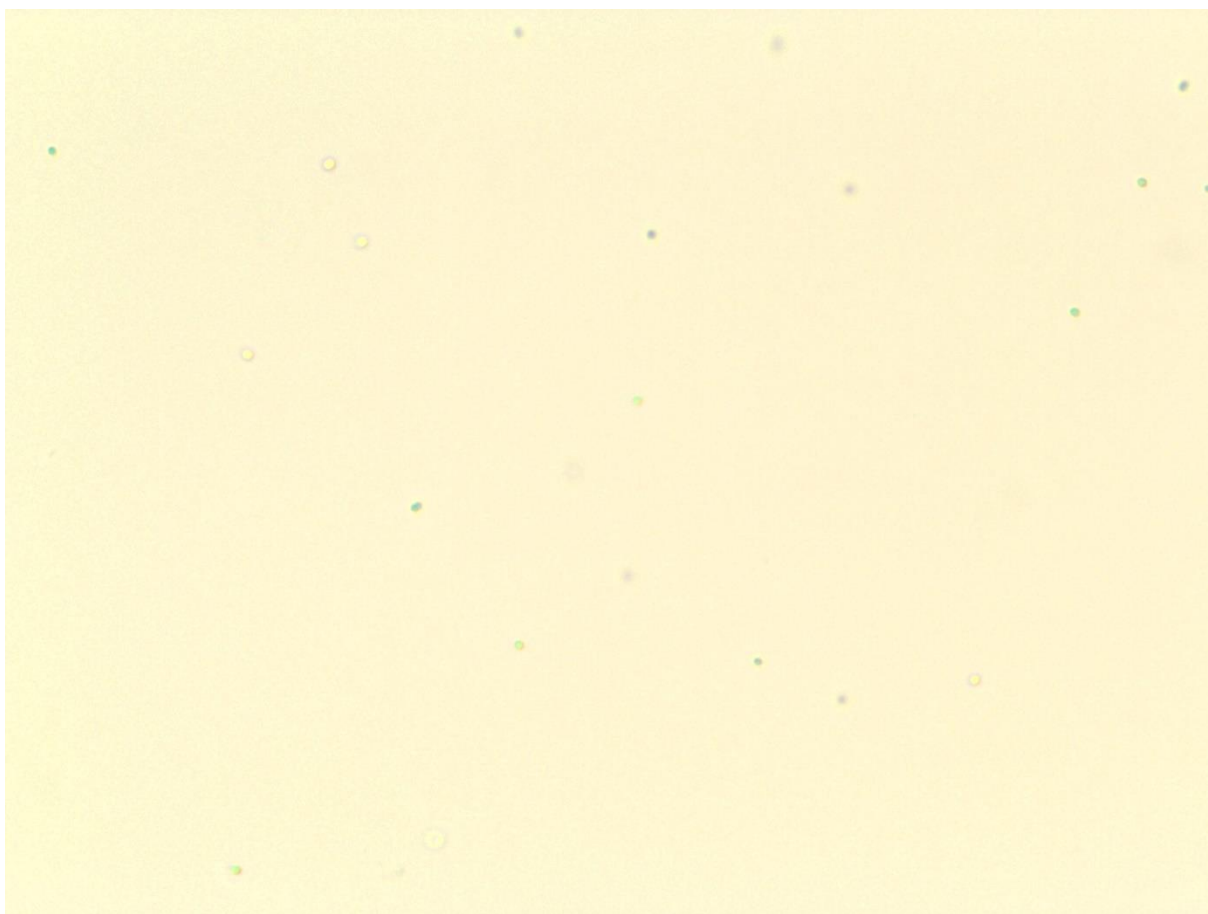
***Rivularia* sp. BA65**



Rys.33. *Rivularia* sp. (powiększenie 400x) [fotografia własna]

Rivularia zaliczana jest do rodziny Rivulariaceae. Wytwarza trychomy o różnie zbudowanych końcach (rys.33). Na jednym z nich występują zaokrąglone komórki o większych wymiarach niż pozostałe. W trakcie okresu wegetacyjnego może wytwarzać makroskopowe kolonie porastające elementy zanurzone w wodzie. Trychomy są w nich zorientowane w kierunku źródła świeżej wody z substancjami odżywczymi. Z gęstej maty wytworzonej przez przeplatające się trychomy wystają pojedyncze końce większości z nich. Rozmnażają się przez podział trychom na mniejsze fragmenty, które następnie dzięki podziałom komórek wydłużają się [203]. Przy znacznej koncentracji fosforu w wodzie cyjanobakterie z rodzaju *Rivularia* mogą powodować silne zakwity, zarówno w wodach słodkich, jak i słonawych. Niektóre badania wskazują, że mogą one pobierać nie tylko fosforany, ale również korzystać z organicznych związków fosforu. Dotychczasowa klasyfikacja opiera się głównie na morfologii oraz właściwościach ekologicznych danego gatunku. Obecne badania genetyczne wprowadzają jednak pewne zmiany w tym zakresie [204].

***Synechocystis* sp. BA153**



Rys.34. *Synechocystis* sp. (powiększenie 400x) [fotografia własna]

Jednokomórkowe cyjanobakterie występujące jako pojedyncze komórki unoszące się w toni wodnej lub tworzące niewielkie aglomeraty. Kształt komórek kulisty lub lekko owalny. Wytwarzają bezbarwne otoczki, które można uwidocznąć w preparacie mikroskopowym poprzez barwienie. Widoczne granule w cytoplazmie w różnych kolorach złożone z materiałów zapasowych. Komórki dzielą się w prosty sposób na dwie w trakcie rozmnażania. Występują zarówno w wodach słodkich, jak i słonych. Niektóre gatunki można spotkać w gorących źródłach, na bagnach [205]. Jeden ze szczepów z rodzaju *Synechocystis* modyfikowany genetycznie wykorzystywany jest do produkcji kwasu cynamonowego oraz kumarowego. Modyfikacje genetyczne w obrębie szlaków enzymatycznych odpowiedzialnych za syntezę tych związków znacznie zwiększają wydajność tych cyjanobakterii [206].

4.2. Metodyka badawcza

Pierwszym etapem analiz było oznaczenie dla ścieków surowych azotu ogólnego metodą Kjeldahla, fosforu ogólnego, zawiesiny, odczynu i węgla ogólnego.

Oznaczanie ogólnego węgla organicznego w ściekach surowych

Do oznaczenia ogólnego węgla organicznego (OWO) w ściekach wykorzystano metodę spalania termokatalitycznego. Surowe ścieki zhomogenizowano i wprowadzono do analizatora TOC Multi N/C 3100 firmy Analytik Jena. Analizę przeprowadzono zgodnie z normą PN-EN 1484 [207].

Oznaczanie azotu Kjeldahla w ściekach surowych

Próbki surowych ścieków poddano mineralizacji w stężonym kwasie siarkowym VI z dodatkiem siarczanu VI potasu oraz katalizatora w postaci uwodnionego siarczanu VI miedzi. Następnie po wydzieleniu amoniaku do roztworu wodnego, oznaczano stężenie jonów amonowych metodą miareczkową po wstępnej destylacji wg. normy PN-ISO 5664:2002 [208]. Mineralizację przeprowadzano w mineralizatorze Speed Digester K-459 firmy Buchi. Do destylacji z parą wodną wykorzystano aparat K-355 firmy Buchi.

Oznaczanie zawiesiny ogólnej w ściekach metodą wagową w ściekach surowych

Oznaczanie zawiesiny ogólnej w ściekach przeprowadzono metodą wagową zgodnie z normą PN-EN 872:2007 [209]. Do oznaczenia wykorzystano wagosuszkę firmy Radwag, model MA50R. Wynik przedstawiono w mg/dm^3 .

Oznaczanie fosforu ogólnego w ściekach komunalnych

Zawartość fosforu ogólnego w ściekach komunalnych wykorzystanych do przygotowywania roztworów hodowlanych oznaczano z wykorzystaniem reakcji molibdenianu amonu i winianu antymonylo-potasowego z ortofosforanami, gdzie powstaje kwas fosfomolibdenowy, który pod działaniem kwasu askorbinowego przekształcany jest w błękit molibdenowy. Po mineralizacji próbek, oznaczano w nich zawartość fosforu ogólnego metodą spektrofotometryczną przy długości fali 880 nm zgodnie z normą EN ISO 6878:2004 [210].

Oznaczenie pH

Do oznaczenia odczynu ścieków surowych wykorzystano pH-metr CP-501 firmy Elmetron. Oznaczeń dokonywano na ściekach surowych przed rozcieńczeniem w trakcie sporządzania roztworów hodowlanych.

Opis stanowiska badawczego

Do hodowli mikroalg wykorzystano trzy bioreaktory rurowe wykonane z przepuszczającego światło widzialne tworzywa sztucznego firmy Aqua Medic. Każdy z nich miał pojemność około 2 l. Posiadały one system napowietrzania z zaworem regulującym od dołu, zawór do spuszczenia cieczy oraz zdejmowaną górną pokrywę, która umożliwia napełnienie oraz pobieranie próbek. Bioreaktory umieszczono na ścianie w pozycji pionowej blisko siebie (rys.35).



Rys.35. Bioreaktory wykorzystane do hodowli mikroalg [fotografia własna]

Do oświetlenia bioreaktorów zastosowano cztery lampy fluorescencyjne firmy Osram, model Biolux, imitujące pełne widmo światła słonecznego w zakresie widzialnym. Każda z lamp miała moc 18 W (moc całkowita systemu oświetleniowego wynosiła 64 W). Zamontowane zostały w pozycji stojącej w oprawie oświetleniowej wraz z odbłyśnikiem, którego zadaniem było lepsze ukierunkowanie światła na hodowlę. Umieszczono również odbłyśniki z blachy aluminiowej z boku skrajnych bioreaktorów, a ścianę za nimi wyklejono

folią aluminiową. Dzięki temu uzyskano równomierne oświetlenie każdego z bioreaktorów. Oświetlenie usytuowano w odległości około 40 cm od bioreaktorów, a natężenie światła na wysokości bioreaktorów mieściło się w granicach 3500-4500 lux mierzone na różnych wysokościach bioreaktorów. Do pomiaru natężenia światła użyto luksometru firmy Volcraft LU-10 (rys.36), który pozwala dokonywać pomiaru tego parametru z dokładnością $\pm 4\%$. Do zmian dobowego natężenia światła wykorzystany został włącznik czasowy na którym ustawiono fotoperiod dobowy 15 h oświetlenia - 9 h braku światła. Światło zewnętrzne zostało ograniczone za pomocą ekranu zamontowanego nad systemem bioreaktorów, a w pomieszczeniu nie było okien na ścianach, natomiast znajdował się półprzepuszczalny świetlik na dachu wykonany z tworzywa sztucznego.



Rys.36. Luksometr firmy Volcraft LU-10 zastosowany w badaniach [fotografia własna]

Do uruchomienia hodowli zastosowano 20 ml czystej kultury badanego gatunku mikroalg - po wprowadzeniu inokulum ($1,5-2 \times 10^6$ komórek/ml – oznaczenia wykonywano w komorze Thoma) do częściowo zalanego wysterylizowaną wodą wodociągową bioreaktora rurowego dodawano ścieki komunalne w ilości 4%, 8% i 16% w przeliczeniu na pełną jego objętość użyteczną, a następnie uzupełniano wodą do objętości 2 l. Rozcieńczenia te miały za zadanie symulować oczyszczone ścieki komunalne zgodnie z aktualnym pozwoleniem wodno-prawnym dla oczyszczalni z której pobierano próbki. Według powyższego pozwolenia maksymalna ilość azotu ogólnego w ściekach po procesie oczyszczania nie powinna przekraczać 15% stężenia początkowego, a stężenie fosforu ogólnego powinno być poniżej 1 mg/dm³. Przed przystąpieniem do pomiarów zastosowano okres 24 godzin aklimatyzacji, aby mikroalgi mogły przystosować się do nowego środowiska i rozpocząć procesy metaboliczne. Również przed wprowadzeniem inokulum badanego gatunku alg zastosowano 24 godzinny okres napowietrzania roztworu hodowlanego, aby ustabilizować parametry fizyko-chemiczne.

W trakcie badań analizowano zmiany następujących parametrów hodowli:

- zawartość suchej masy w roztworze;
- stężenie ogólne chlorofilu;
- stężenie azotanów III;
- stężenie azotanów V;
- stężenie jonów amonowych;
- stężenie jonów fosforanowych.

W tym celu pobierano 50 ml roztworu, który rozdzielano na dwie części: z pierwszej wykonywano oznaczenia zawartości suchej masy oraz stężenia ogólnego chlorofilu. Drugą zaś część poddawano wstępnemu przesączeniu, po którym wykonywano oznaczenia stężeń azotanów (III), azotanów (V), jonów amonowych oraz jonów fosforanowych. Poniżej przedstawiono schemat przeprowadzonych badań w postaci graficznej (rys.37).



Rys.37. Schemat badań

Kolejne pomiary wykonywano w odstępach 24 h przez okres 15 dni. Na tej podstawie sporządzono wykresy przyrostu biomasy komórek alg na podstawie przyrostu gęstości optycznej zawiesiny hodowlanej mierzonej dla maksimum absorpcji chlorofilu A oraz zmian stężenia jonów azotanowych V, azotanowych III, amonowych i fosforanowych V w trakcie hodowli alg.

Zawartość suchej masy w zawiesinie hodowlanej

Do oznaczenia suchej masy wykorzystano wagosuszkę firmy Radwag, model MA50R (rys.38). Urządzenie umożliwia nastawienie profilu suszenia z wstępnym podsuszaniem, a następnie właściwym suszeniem. Dokładność pomiarowa wagosuszarki wynosiła $\pm 0,001\%$. Przed przystąpieniem do pomiarów dokładnie wymieszano zawiesinę alg, a później pobierano z niej 15 ml i umieszczono w naczyniu do suszenia. Uzyskany wynik zawartości suchej masy w roztworze został przeliczony na procentowy jej udział.



Rys.38. Wagosuszarka użyta do oznaczeń [fotografia własna]

Oznaczenie gęstości optycznej zawiesiny hodowlanej

Do oznaczenia gęstości optycznej zawiesiny hodowlanej wykorzystano metodę spektrofotometryczną. Ze względu na to, że mikroalgi są organizmami jednokomórkowymi o stosunkowo niewielkich komórkach, ich homogenizacja w celu wydobycia barwników nastręczałaby duże problemy – wiele gatunków ma stosunkowo wytrzymałe ściany komórkowe, które niełatwo zniszczyć. Pomiary dokonano zatem dla surowego roztworu bez

etapu ekstrakcji chlorofilu rozpuszczalnikami organicznymi i wcześniejszej dezintegracji komórek. Jest to metoda stosowana przez część autorów podobnych badań. Jednorodna zawiesina mikroalg w roztworze hodowlanym umożliwia takie postępowanie. Warunkiem wiarygodności pomiaru jest dokładne wymieszanie roztworu hodowlanego bezpośrednio przed samym pomiarem.

Algi eukariotyczne z grupy zieleni (Chlorophyta) zawierają, podobnie jak rośliny wyższe, chlorofil a i chlorofil b. Z kolei u alg prokariotyczny z grupy cyjanobakterii (Cyanophyta) występuje chlorofil a. Biorąc pod uwagę to, że w obu badanych grupach mikroalg występuje chlorofil a, maksimum absorbancji dla tego barwnika zostało wybrane do wykonania oznaczeń. Dokonano, zarówno dla alg eukariotycznych oraz prokariotycznych, pomiarów gęstości optycznej przy długości fali 663 nm, która była miarą przyrostu ilości komórek w roztworach hodowlanych. Do pomiarów absorbancji wykorzystano spektrofotometr UV-Vis DR 5000 firmy Hach Lange (rys.39). Błąd pomiarowy tego urządzenia wynosił 0,5%. Używano kuwetek wielorazowych kwarcowych, które były po każdej serii pomiarowej myte z użyciem acetonu w celu usunięcia śladów substancji barwnych dla zapewnienia odpowiedniej powtarzalności pomiarów.



Rys.39. Spektrofotometr DR 5000 firmy Hach Lange [fotografia własna]

Oznaczenie stężenia azotanów V w zawiesinie hodowlanej

Oznaczania stężenia jonów azotanowych V w badanych roztworach dokonano przy zastosowaniu metody spektrofotometrycznej z zastosowaniem komercyjnych zestawów Aquatest NO₃⁻ firmy Zoolek. Wykorzystana została tutaj reakcja Griessa w której roztwór

kwasu sulfanilowego i α -naftyloaminy w kwasie octowym dodawany jest do badanej próbki. Równocześnie dodawany jest reduktor w postaci sproszkowanego cynku. Następuje redukcja azotanów V do azotanów III, które z kolei reagują z wytworzeniem czerwono zabarwionego barwnika azowego. Absorbancję mierzono przy długości fali 534 nm, wyznaczonej doświadczalnie. Do obliczenia stężenia w mg/l została przygotowana krzywa wzorcowa:

$$y = 1,4896\exp(2,0908x)$$

Oznaczenie stężenia azotanów III w zawiesinie hodowlanej

Do oznaczenia stężenia jonów azotanowych III wybrano metodę z wykorzystaniem reakcji Griessa z zastosowaniem komercyjnych zestawów Aquatest NO_2^- firmy Zoolek. Roztwór kwasu sulfanilowego i α -naftyloaminy w kwasie octowym dodawany jest do badanej próbki. Jony azotanowe III reagują z wytworzeniem czerwono zabarwionego barwnika azowego. Następnie mierzono absorbancję przy długości fali 540 nm. Do obliczenia stężenia w mg/l sporządzona została krzywa wzorcowa:

$$y = 0,0386x^2 + 0,3019x - 0,002$$

Oznaczenie stężenia jonów amonowych w zawiesinie hodowlanej

Do oznaczania jonów amonowych zastosowano metodę indofenolową, wykorzystującą reakcję jonów amonowych w środowisku zasadowym z podchlorynem i salicylanem w obecności nitroprusydku sodu (pentacyjanonitrozożelazian sodu). W wyniku reakcji powstaje błękit indofenolowy. Pomiarów spektrofotometrycznych dokonano w zakresie czerwonej barwy widma światła widzialnego. Zastosowano komercyjny zestaw Aquatest NH_4^+ firmy Zoolek. Dokładny pomiar maksimum absorbancji dla badanych roztworów wykonany został doświadczalnie – wyznaczona wartość wyniosła 683 nm. Do obliczenia stężenia jonów amonowych w mg/l w badanych roztworach sporządzona została krzywa wzorcowa:

$$y = 0,5281x^2 + 1,4021x + 0,0279$$

Oznaczanie stężenia jonów fosforanowych V w zawiesinie hodowlanej

Do oznaczania jonów fosforanowych V w badanych roztworach wykorzystano metodę spektrofotometryczną, gdzie reagentami są molibdenian amonu i kwas askorbinowy. Zastosowano komercyjny zestaw Aquatest PO_4^{3-} firmy Zoolek. W wyniku reakcji z jonami fosforanowymi powstaje kwas fosfomolibdenowy, który następnie jest redukowany kwasem askorbinowym w obecności jonów antymonu do niebiesko zabarwionego związku

kompleksowego. Intensywność zabarwienia jest proporcjonalna do stężenia oznaczanych jonów. Pomiaru absorbancji dokonano przy długości fali 690 nm. Do obliczenia stężenia jonów fosforanowych V w badanych roztworach w mg/l sporządzono krzywą wzorcową:

$$y = 2,155x - 0,0079$$

4.3. Metodyka opracowania wyników badań

Badania prowadzono w trzech powtórzeniach. Uzyskane wyniki stanowią średnią z trzech pomiarów. Wyniki przedstawiono w formie graficznej oraz tabelarycznej dla każdego gatunku na wykresach porównujących zmiany analizowanych parametrów w czasie dla hodowli w trzech bioreaktorów z różnymi stężeniami ścieków komunalnych w roztworze hodowlanym (4%, 8% i 16%). W ramach analizy matematycznej uzyskanych wyników badań dotyczących szybkości przyrostu biomasy oraz zmian stężenia jonów azotanowych V, azotanowych III, amonowych i fosforanowych V wykorzystano obliczenia odchylenia standardowego oraz wartości procentowej przyrostu lub ubytku badanego parametru. Jako punkt odniesienia do obliczenia procentowych zmian stężeń badanych jonów wykorzystano wartości stężeń początkowych oznaczonych pierwszego dnia hodowli w poszczególnych bioreaktorach dla każdego z gatunków mikroalg.

W tabelach od 107 do 126 umieszczono procentowe zmiany stężeń badanych jonów oraz gęstości optycznej zawiesiny hodowlanej, która jest miarą przyrostu biomasy komórek mikroalg w czasie. Sporządzono również tabele zbiorcze ujmujące medianę, wartości maksymalne, minimalne, średnią, kwartył 1 i kwartył 3 oraz wariancję w zbiorze danych, które przedstawiają rozrzut skuteczności w usuwaniu jonów azotanowych V, amonowych i fosforanowych V przez badane gatunki. Takie same analizy przeprowadzono dla jonów azotanowych III. Na rys. 135-137 porównano przyrost gęstości optycznej w hodowlach poszczególnych gatunków analizowanych alg przy zastosowanych stężeniach ścieków.

Dla wartości procentowych zmian stężeń tych jonów wyznaczono współczynnik korelacji Pearsona pomiędzy przyrostem biomasy alg w trakcie hodowli wyrażonym przez przyrost gęstości optycznej zawiesiny komórek, a zmianami stężenia jonów azotanowych V, azotanowych III, amonowych i fosforanowych V przez badane gatunki (tab.127-130). Zastosowano kryteria: silna korelacja powyżej $|0,5|$, korelacja średnia $|0,1-0,5|$, korelacja słaba poniżej $|0,1|$. Wyznaczono również wariancję w obrębie zbioru wartości procentowych zmian badanych parametrów w kolejnych stężeniach ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych.

5. Wyniki badań

W tabelach 9 i 10 przedstawione zostały gatunki mikroalg, których żywe komórki w roztworach hodowlanych wykryto ostatniego dnia hodowli. W wypadku mikroalg eukariotycznych spośród 19 badanych gatunków ostatniego dnia eksperymentu żywe komórki w roztworach hodowlanych stwierdzono dla 15 gatunków (tab.9). Z kolei z alg prokariotycznych do końca badań przeżyły 4 spośród 11 badanych gatunków (tab.10).

Tabela 9. Ocena przydatności badanych alg eukariotycznych do oczyszczania ścieków komunalnych na podstawie uzyskanych danych w zakresie wzrostu

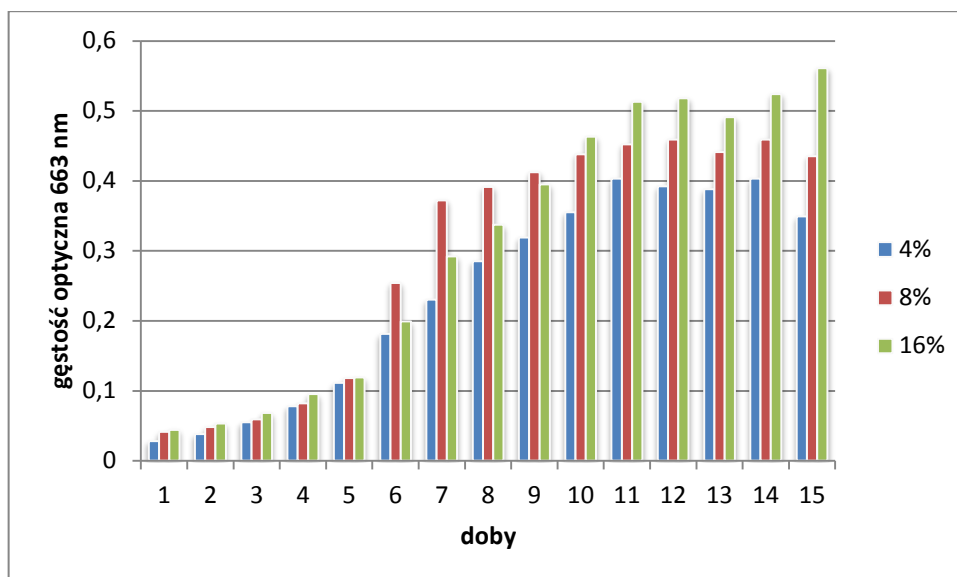
Badany gatunek	Gęstość optyczna powyżej 0,1 w ostatniej dobie hodowli	Obecność żywych komórek w ostatniej dobie hodowli
<i>Chlamydomonas</i> sp.	Tak	Tak
<i>Chlorella fusca</i>	Tak	Tak
<i>Chlorella sorokiniana</i>	Tak	Tak
<i>Chlorella vulgaris</i>	Tak	Tak
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	Tak	Tak
<i>Chloroidium laureanum</i>	Tak	Tak
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	Tak	Tak
<i>Coenochloris mucosa</i>	Nie	Nie
<i>Desmodesmus</i> sp.	Tak	Tak
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	Tak	Tak
<i>Gloeocystis</i> sp.	Nie	Nie
<i>Haematococcus</i> sp.	Tak	Tak
<i>Kirchneriella obesa</i>	Tak	Tak
<i>Monoraphidium contortum</i>	Tak	Tak
<i>Muriella terrestris</i>	Tak	Tak
<i>Oocystidium planoconvexum</i>	Nie	Nie
<i>Scenedesmus acutus</i>	Tak	Tak
<i>Scenedesmus bifidus</i>	Tak	Tak
<i>Stichococcus bacillaris</i>	Nie	Nie

Tabela 10. Ocena przydatności badanych alg prokariotycznych do oczyszczania ścieków komunalnych na podstawie uzyskanych danych w zakresie wzrostu

Badany gatunek	Gęstość optyczna powyżej 0,1 ostatniej dobie hodowli	Obecność żywych komórek w ostatniej dobie hodowli
<i>Aphanizomenon</i> sp.	Nie	Nie
<i>Arthrospira platensis</i>	Nie	Tak
<i>Geilterinema</i> sp.	Nie	Nie
<i>Nodularia spumigena</i>	Nie	Nie
<i>Nostoc</i> sp.	Nie	Nie
<i>Oscillatoria lutea</i>	Tak	Tak
<i>Phormidium</i> sp.	Nie	Tak
<i>Picocyanobacteria</i> sp.	Nie	Nie
<i>Pseudanabaena</i> sp.	Nie	Tak
<i>Rivularia</i> sp.	Nie	Nie
<i>Synechocystis</i> sp.	Nie	Nie

Na rysunkach 40-134 przedstawiono graficznie zmiany stężeń jonów azotanowych V, azotanowych III, amonowych i fosforanowych V w trakcie eksperymentu dla wszystkich gatunków, które przeżyły do ostatniego dnia hodowli w poszczególnych roztworach hodowlanych. W tabelach 11-105 przedstawiono wartości liczbowe zmian w czasie analizowanych parametrów.

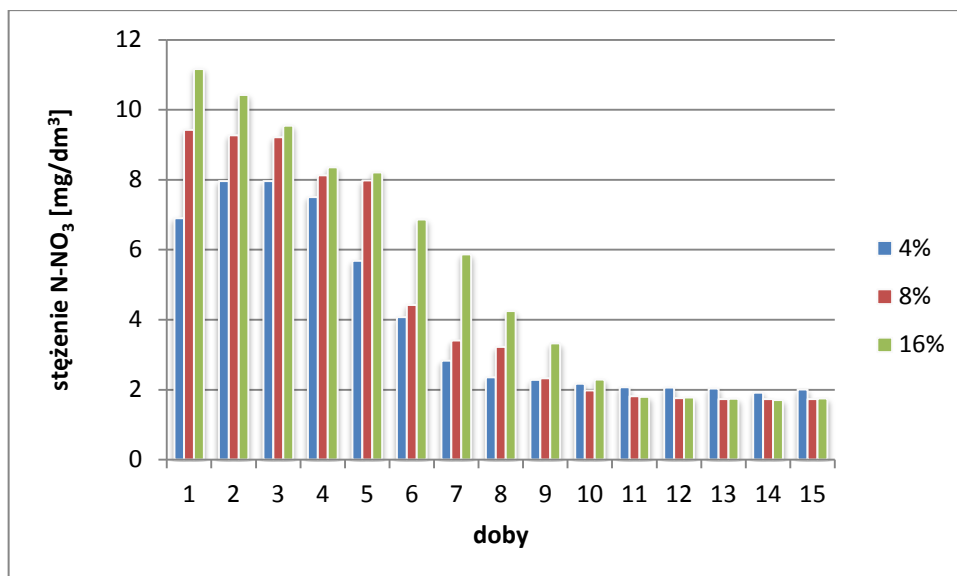
***Chlamydomonas* sp.**



Rys.40. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Chlamydomonas* sp. w trakcie eksperymentu w poszczególnych roztworach hodowlanych

Tabela 11. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Chlamydomonas* sp. w poszczególnych roztworach hodowlanych

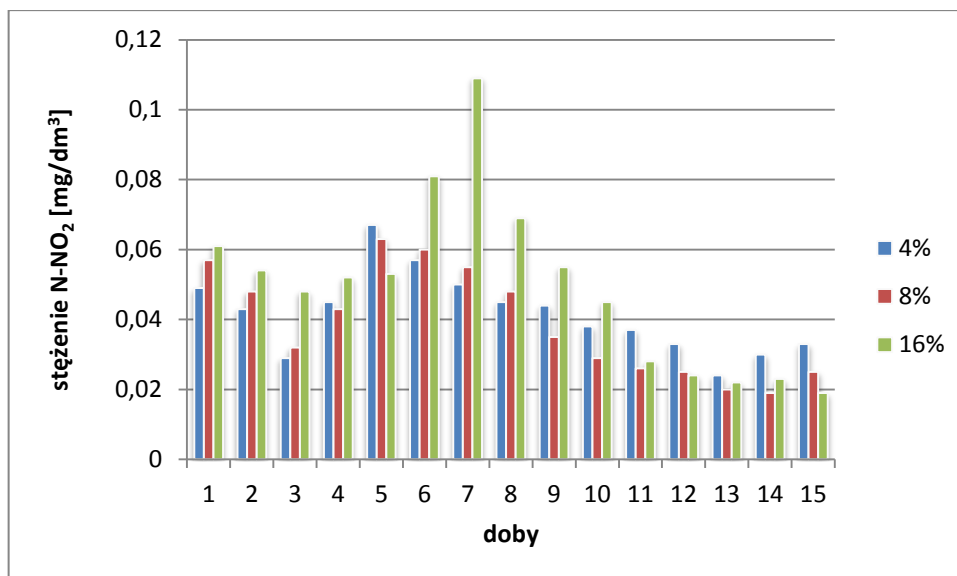
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,028	0,041	0,044
2	0,038	0,048	0,053
3	0,055	0,059	0,068
4	0,078	0,082	0,095
5	0,111	0,118	0,119
6	0,181	0,254	0,199
7	0,230	0,372	0,292
8	0,285	0,391	0,337
9	0,319	0,412	0,395
10	0,355	0,438	0,463
11	0,403	0,452	0,513
12	0,392	0,459	0,518
13	0,388	0,441	0,491
14	0,403	0,459	0,524
15	0,349	0,435	0,561



Rys.41. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlamydomonas* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 12. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlamydomonas* sp. w przeliczeniu na N-NO₃

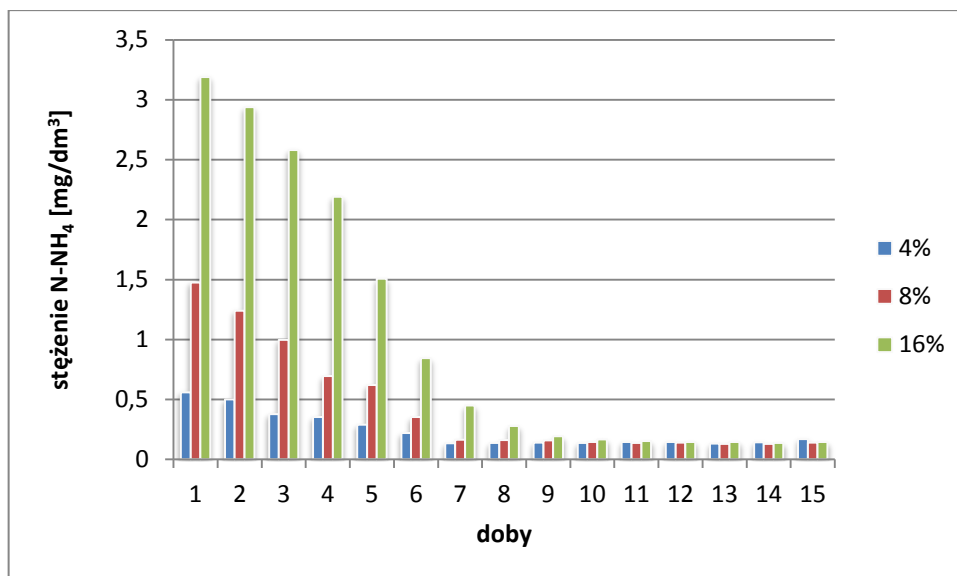
Doba badań	Stężenie N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	6,904	9,427	11,166
2	7,959	9,271	10,422
3	7,959	9,213	9,546
4	7,506	8,127	8,351
5	5,685	7,976	8,212
6	4,069	4,424	6,861
7	2,828	3,400	5,866
8	2,348	3,220	4,243
9	2,276	2,329	3,322
10	2,165	1,979	2,290
11	2,067	1,812	1,790
12	2,063	1,760	1,778
13	2,033	1,731	1,738
14	1,917	1,727	1,702
15	2,003	1,731	1,753



Rys.42. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w roztworach hodowlanych *Chlamydomonas* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 13. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlamydomonas* sp. w przeliczeniu na N-NO₂

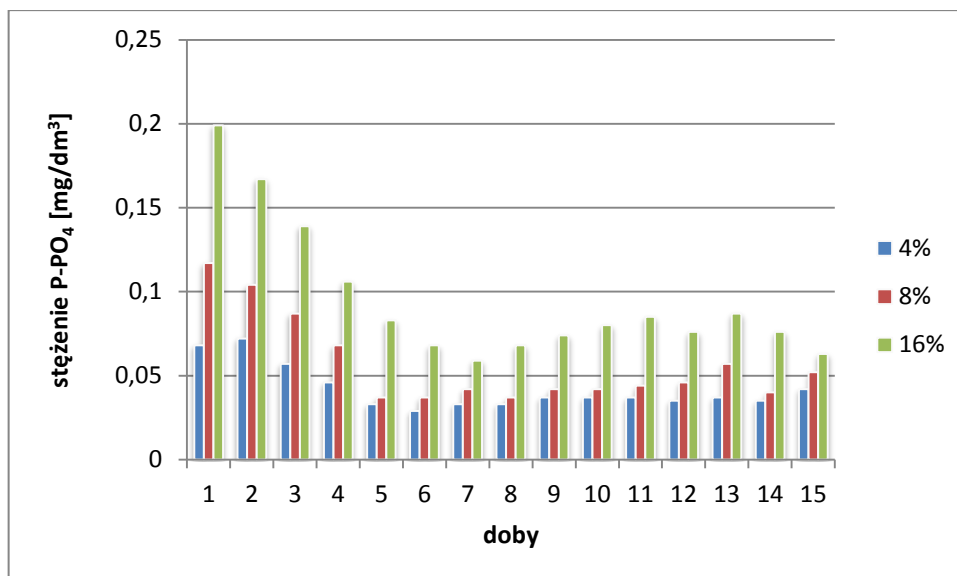
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,049	0,057	0,061
2	0,043	0,048	0,054
3	0,029	0,032	0,048
4	0,045	0,043	0,052
5	0,067	0,063	0,053
6	0,057	0,060	0,081
7	0,050	0,055	0,109
8	0,045	0,048	0,069
9	0,044	0,035	0,055
10	0,038	0,029	0,045
11	0,037	0,026	0,028
12	0,033	0,025	0,024
13	0,024	0,020	0,022
14	0,030	0,019	0,023
15	0,033	0,025	0,019



Rys.43. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlamydomonas* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 14. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlamydomonas* sp. w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,559	1,476	3,189
2	0,449	1,240	2,937
3	0,387	0,997	2,579
4	0,354	0,695	2,191
5	0,289	0,621	1,506
6	0,221	0,354	0,844
7	0,135	0,163	0,450
8	0,136	0,160	0,278
9	0,140	0,158	0,192
10	0,138	0,145	0,167
11	0,145	0,138	0,152
12	0,145	0,140	0,146
13	0,132	0,130	0,146
14	0,143	0,130	0,136
15	0,170	0,140	0,145

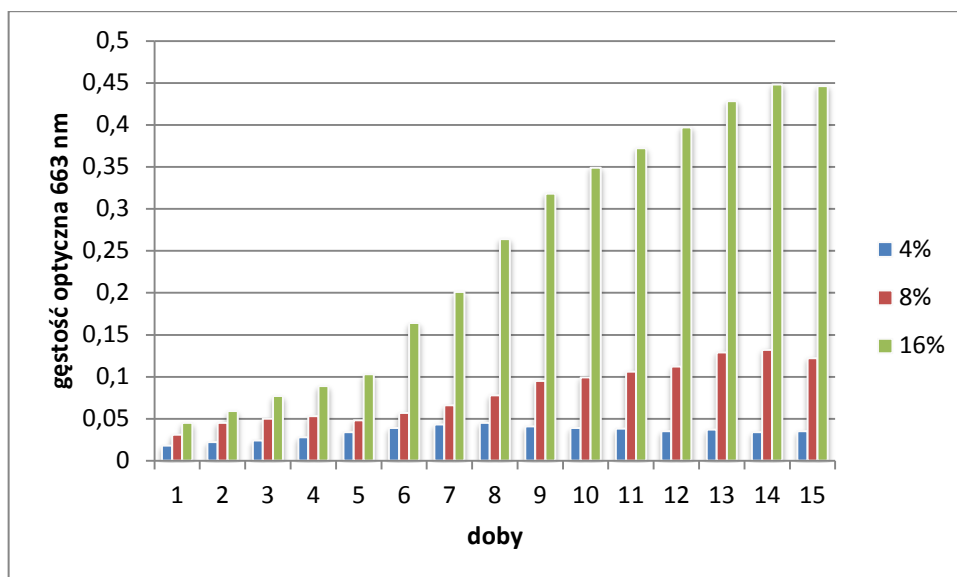


Rys.44. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlamydomonas* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 15. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlamydomonas* sp. w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,068	0,117	0,199
2	0,072	0,104	0,167
3	0,057	0,087	0,139
4	0,046	0,068	0,106
5	0,033	0,037	0,083
6	0,029	0,037	0,068
7	0,033	0,042	0,059
8	0,033	0,037	0,068
9	0,037	0,042	0,074
10	0,037	0,042	0,080
11	0,037	0,044	0,085
12	0,035	0,046	0,076
13	0,037	0,057	0,087
14	0,035	0,040	0,076
15	0,042	0,052	0,063

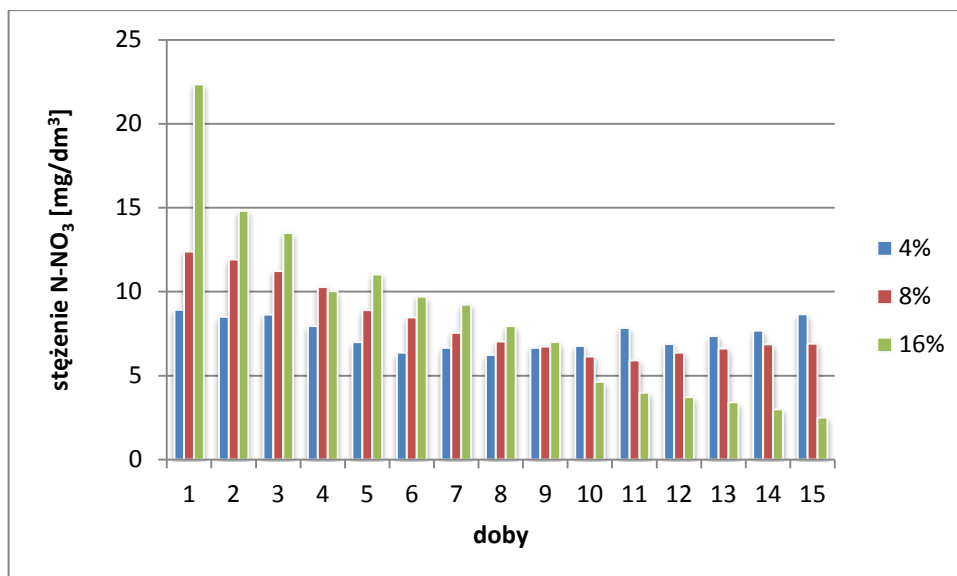
Chlorella fusca



Rys.45. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Chlorella fusca* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 16. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Chlorella fusca* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

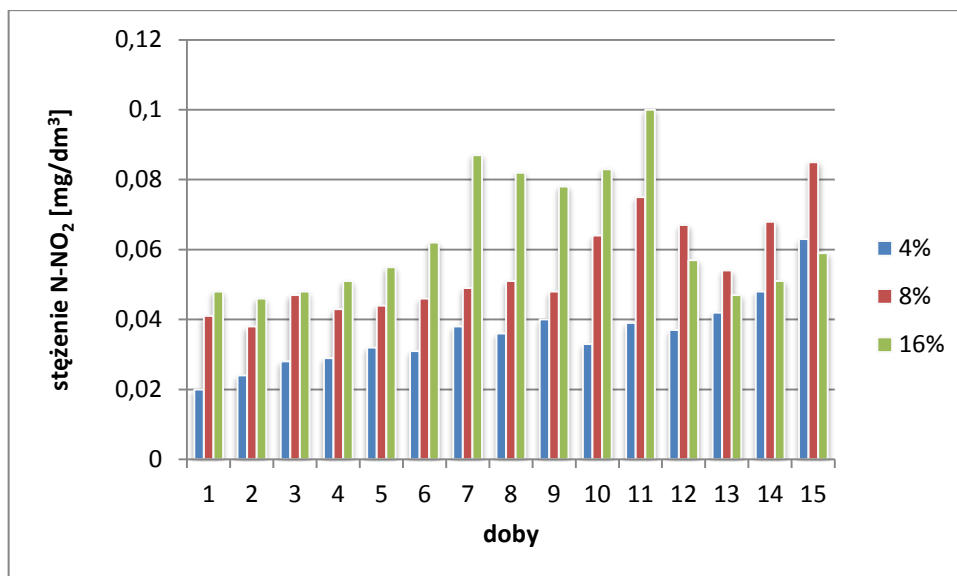
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,018	0,031	0,045
2	0,022	0,045	0,059
3	0,024	0,050	0,077
4	0,028	0,053	0,089
5	0,034	0,048	0,103
6	0,039	0,057	0,164
7	0,043	0,066	0,201
8	0,045	0,078	0,264
9	0,041	0,095	0,318
10	0,039	0,099	0,349
11	0,038	0,106	0,372
12	0,035	0,112	0,397
13	0,037	0,129	0,428
14	0,034	0,132	0,448
15	0,035	0,122	0,446



Rys.46. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella fusca* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 17. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlorella fusca* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

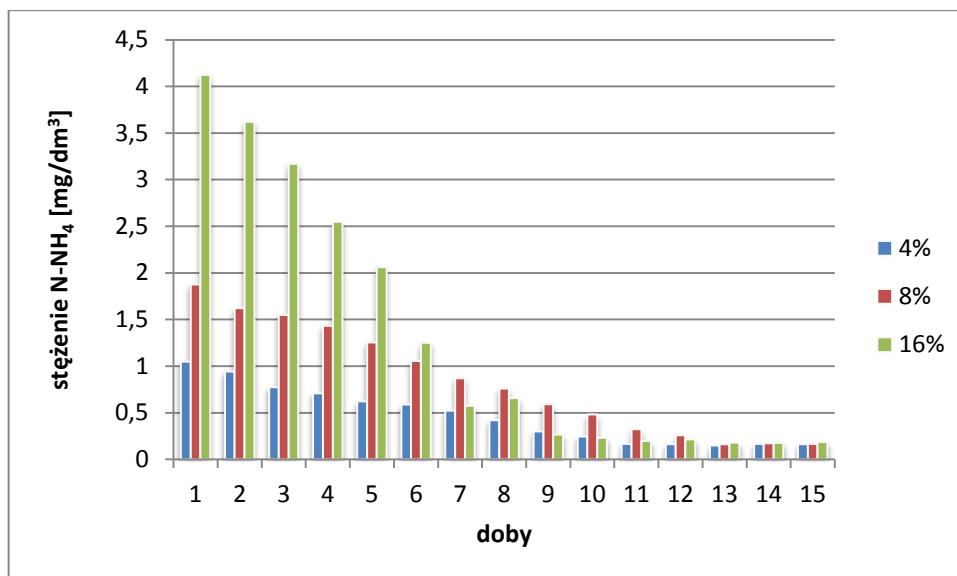
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	8,928	12,396	22,348
2	8,495	11,913	14,806
3	8,635	11,236	13,505
4	7,959	10,270	10,037
5	6,992	8,910	11,027
6	6,364	8,456	9,707
7	6,650	7,554	9,232
8	6,232	7,036	7,942
9	6,663	6,733	7,006
10	6,762	6,142	4,632
11	7,827	5,915	3,977
12	6,876	6,364	3,711
13	7,351	6,622	3,421
14	7,681	6,861	2,999
15	8,653	6,904	2,495



Rys.47. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella fusca* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 18. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlorella fusca* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

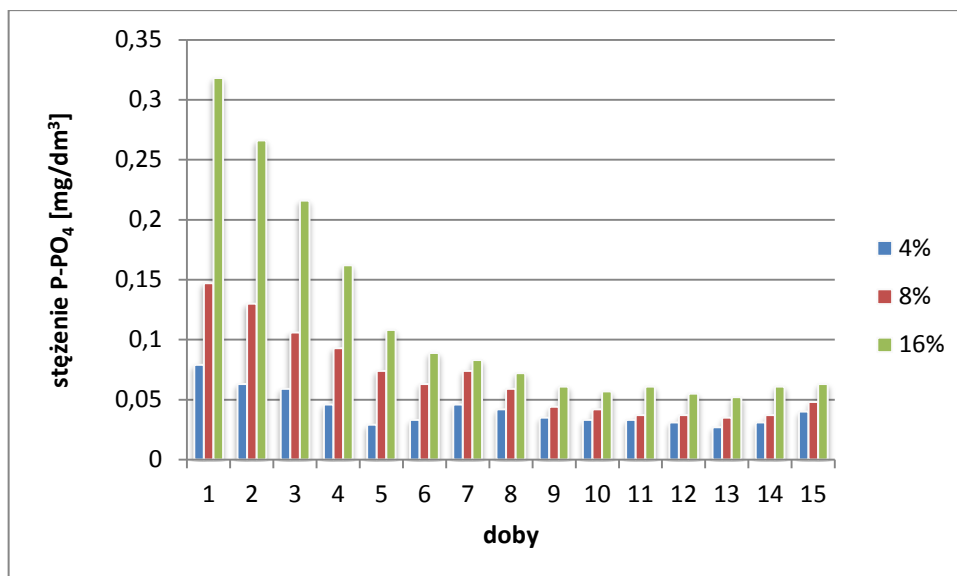
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,020	0,041	0,048
2	0,024	0,038	0,046
3	0,028	0,047	0,048
4	0,029	0,043	0,051
5	0,032	0,044	0,055
6	0,031	0,046	0,062
7	0,038	0,049	0,087
8	0,036	0,051	0,082
9	0,040	0,048	0,078
10	0,033	0,064	0,083
11	0,039	0,075	0,100
12	0,037	0,067	0,057
13	0,042	0,054	0,047
14	0,048	0,068	0,051
15	0,063	0,085	0,059



Rys.48. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella fusca* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 19. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlorella fusca* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	1,047	1,875	7,125
2	0,941	1,620	3,620
3	0,773	1,551	3,171
4	0,708	1,432	2,549
5	0,621	1,253	2,062
6	0,587	1,055	1,249
7	0,522	0,869	0,576
8	0,421	0,760	0,657
9	0,299	0,590	0,266
10	0,245	0,482	0,231
11	0,167	0,325	0,198
12	0,164	0,259	0,214
13	0,149	0,161	0,178
14	0,166	0,172	0,175
15	0,163	0,167	0,185

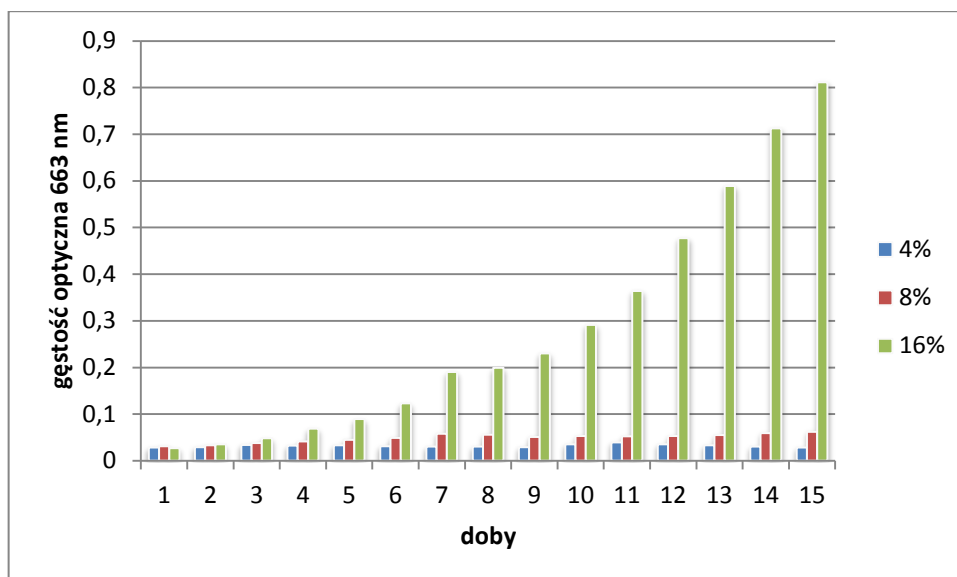


Rys.49. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella fusca* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 20. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlorella fusca* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,079	0,147	0,318
2	0,063	0,130	0,266
3	0,059	0,106	0,216
4	0,046	0,093	0,162
5	0,029	0,074	0,108
6	0,033	0,063	0,089
7	0,046	0,074	0,083
8	0,042	0,059	0,072
9	0,035	0,044	0,061
10	0,033	0,042	0,057
11	0,033	0,037	0,061
12	0,031	0,037	0,055
13	0,027	0,035	0,052
14	0,031	0,037	0,061
15	0,040	0,048	0,063

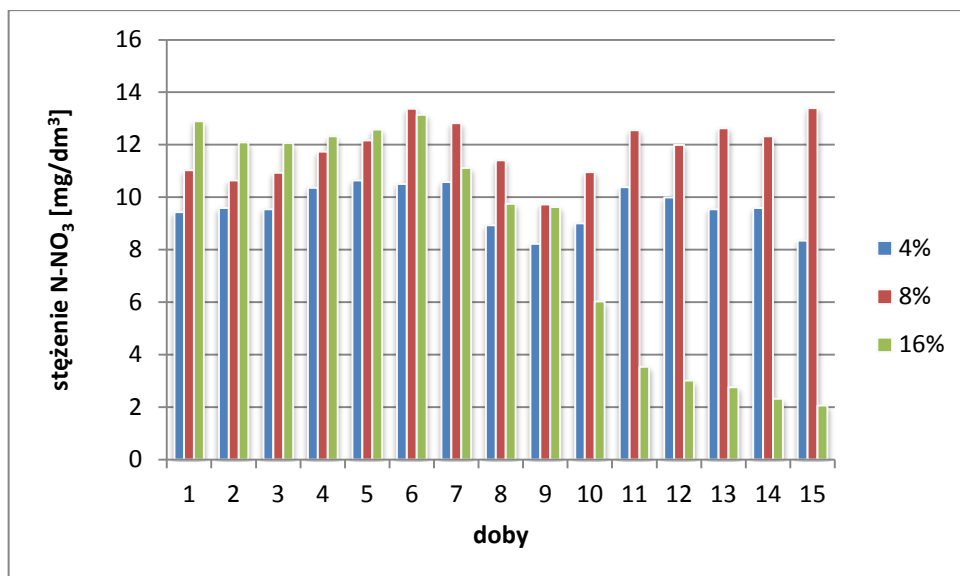
Chlorella sorokiniana



Rys.50. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Chlorella sorokiniana* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 21. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej komórek *Chlorella sorokiniana* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

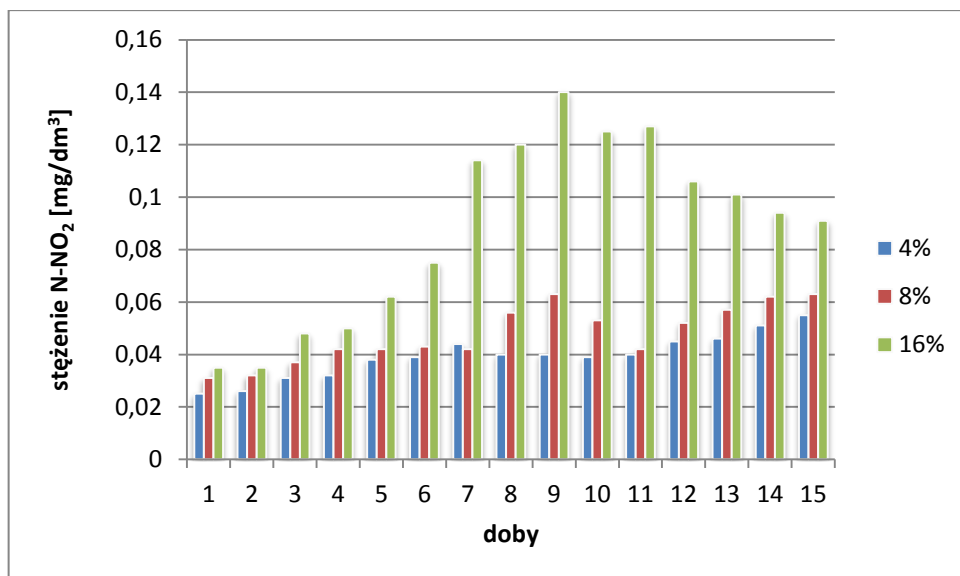
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,028	0,031	0,027
2	0,029	0,033	0,035
3	0,034	0,038	0,048
4	0,032	0,041	0,069
5	0,033	0,045	0,089
6	0,031	0,049	0,123
7	0,030	0,058	0,190
8	0,030	0,056	0,199
9	0,029	0,051	0,230
10	0,035	0,053	0,291
11	0,039	0,052	0,364
12	0,036	0,053	0,477
13	0,033	0,055	0,589
14	0,030	0,059	0,712
15	0,028	0,062	0,811



Rys.51. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella sorokiniana* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 22. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlorella sorokiniana* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

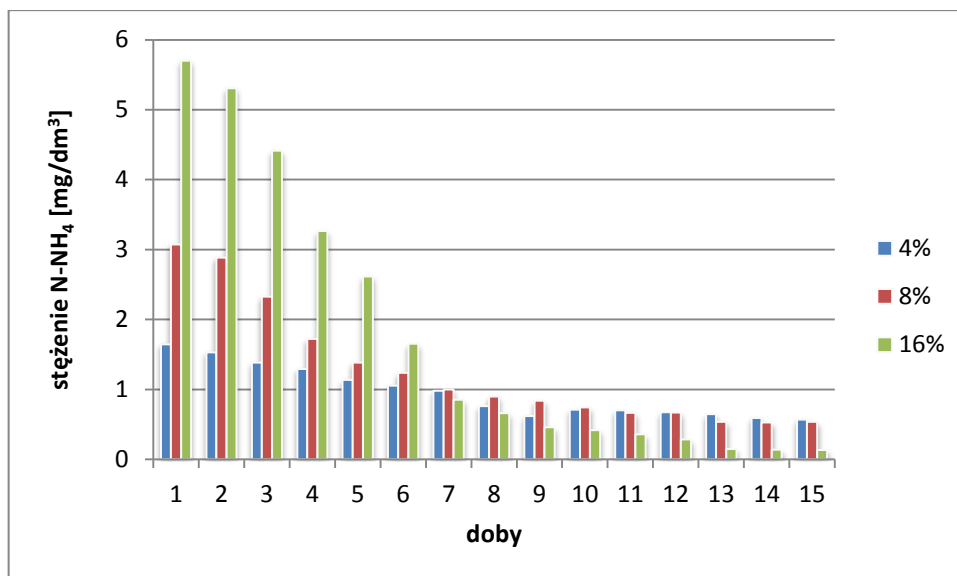
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	9,427	11,027	12,898
2	9,596	10,642	12,089
3	9,546	10,935	12,064
4	10,357	11,740	12,318
5	10,642	12,165	12,579
6	10,509	13,370	13,143
7	10,575	12,817	11,119
8	8,928	11,402	9,748
9	8,229	9,727	9,626
10	9,003	10,958	6,027
11	10,378	12,552	6,545
12	9,995	11,988	3,011
13	9,546	12,631	2,758
14	9,586	12,318	2,314
15	8,351	13,392	2,063



Rys.52. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella sorokiniana* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 23. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlorella sorokiniana* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

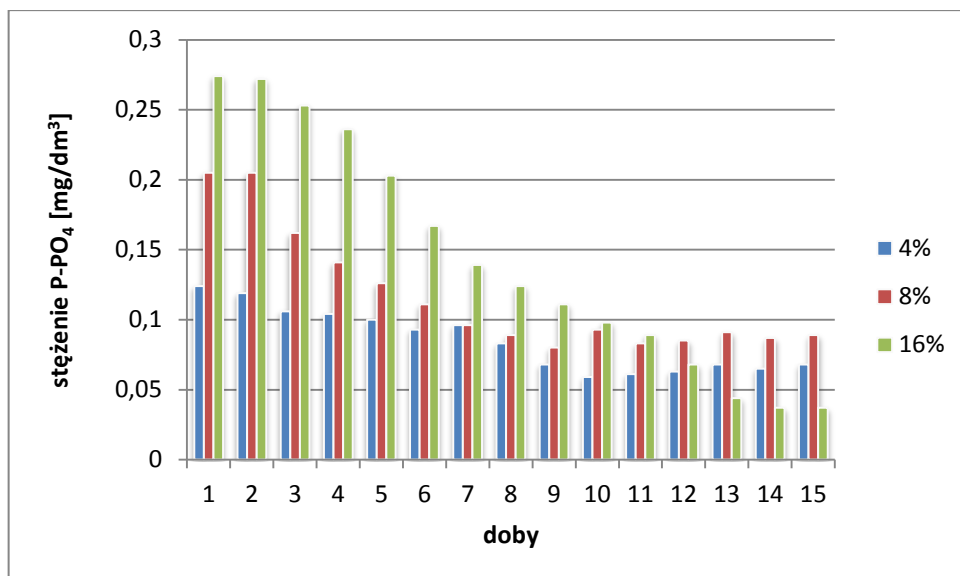
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,025	0,031	0,035
2	0,026	0,032	0,035
3	0,031	0,037	0,048
4	0,032	0,042	0,050
5	0,038	0,042	0,062
6	0,039	0,043	0,075
7	0,044	0,042	0,114
8	0,040	0,056	0,120
9	0,040	0,063	0,140
10	0,039	0,053	0,125
11	0,040	0,042	0,127
12	0,045	0,052	0,106
13	0,046	0,057	0,101
14	0,051	0,062	0,094
15	0,055	0,063	0,091



Rys.53. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella sorokiniana* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 24. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlorella sorokiniana* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	1,645	3,075	5,698
2	1,528	2,883	5,305
3	1,385	2,326	4,412
4	1,292	1,722	3,263
5	1,137	1,385	2,617
6	1,055	1,236	1,652
7	0,983	1,001	0,853
8	0,762	0,898	0,662
9	0,617	0,838	0,458
10	0,712	0,741	0,418
11	0,701	0,664	0,359
12	0,675	0,671	0,283
13	0,646	0,538	0,148
14	0,594	0,529	0,139
15	0,571	0,538	0,136

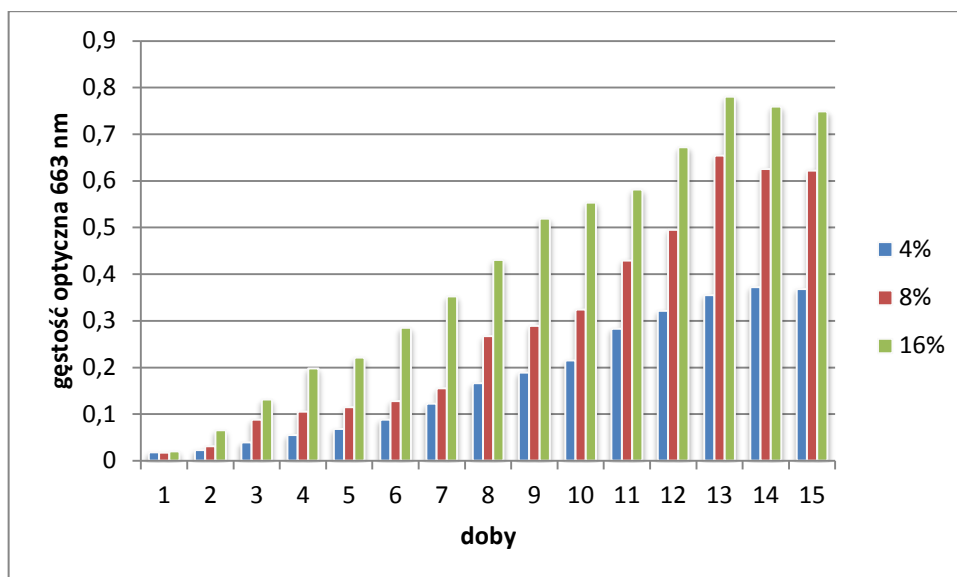


Rys.54. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella sorokiniana* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 25. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych dla *Chlorella sorokiniana* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,124	0,205	0,274
2	0,119	0,205	0,272
3	0,106	0,162	0,253
4	0,104	0,141	0,236
5	0,100	0,126	0,203
6	0,093	0,111	0,167
7	0,096	0,096	0,139
8	0,083	0,089	0,124
9	0,068	0,080	0,111
10	0,059	0,093	0,098
11	0,061	0,083	0,089
12	0,063	0,085	0,068
13	0,068	0,091	0,044
14	0,065	0,087	0,037
15	0,068	0,089	0,037

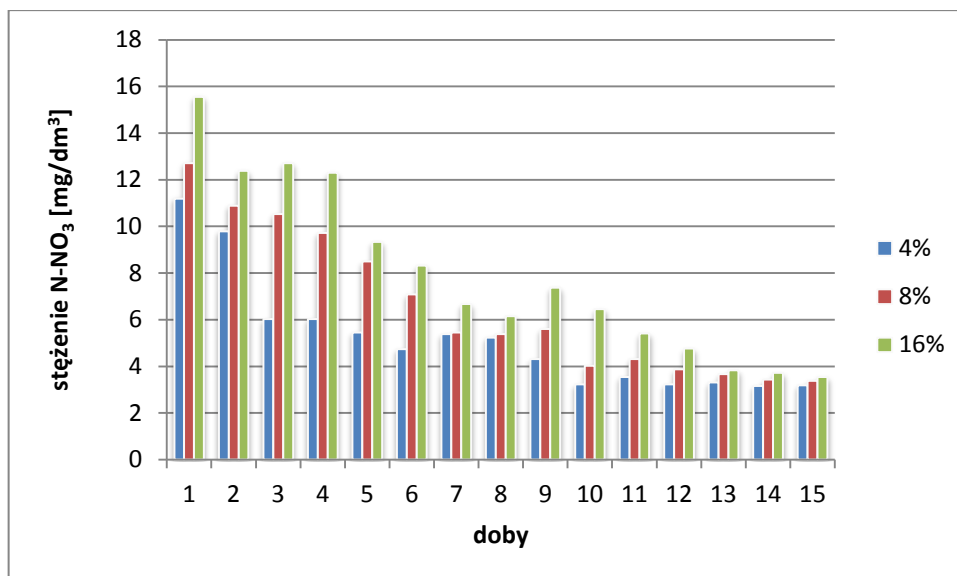
Chlorella vulgaris



Rys.55. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Chlorella vulgaris* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 26. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Chlorella vulgaris* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

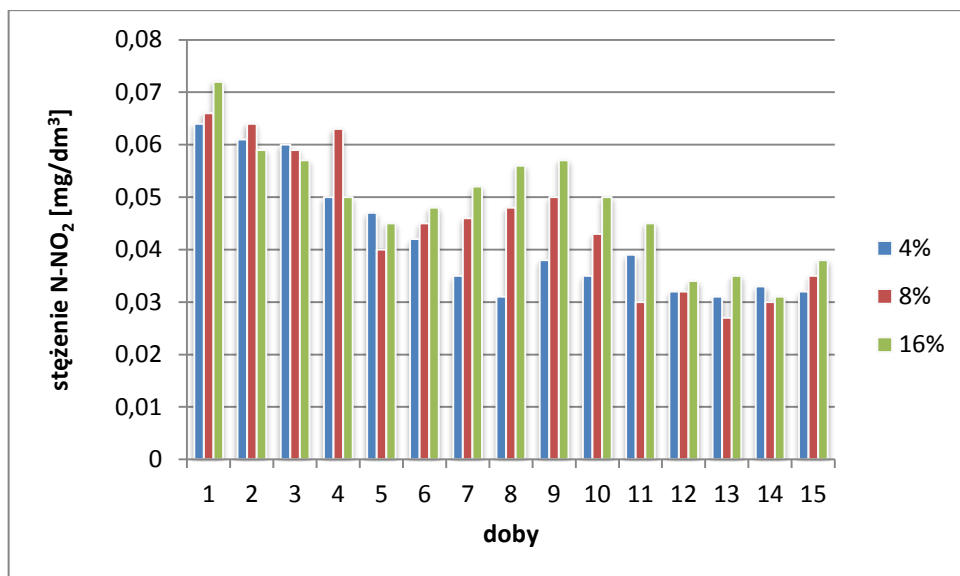
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,018	0,017	0,020
2	0,023	0,031	0,065
3	0,039	0,088	0,131
4	0,055	0,105	0,198
5	0,068	0,115	0,221
6	0,088	0,128	0,285
7	0,122	0,155	0,352
8	0,166	0,267	0,430
9	0,189	0,289	0,519
10	0,215	0,324	0,553
11	0,283	0,429	0,581
12	0,321	0,495	0,672
13	0,355	0,654	0,780
14	0,372	0,625	0,759
15	0,368	0,622	0,749



Rys.56. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella vulgaris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 27. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella vulgaris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

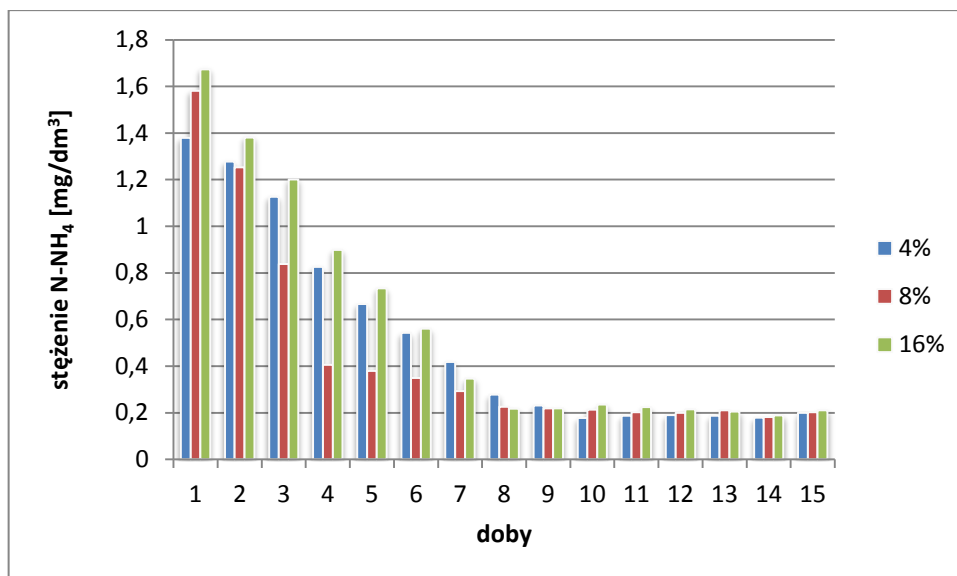
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	11,188	12,713	15,554
2	9,780	10,891	12,375
3	6,022	10,531	12,713
4	6,027	9,715	12,292
5	5,449	8,492	9,331
6	4,731	7,082	8,323
7	5,376	5,449	6,666
8	5,233	5,376	6,150
9	4,306	5,597	7,374
10	3,225	4,026	6,446
11	3,543	4,306	5,412
12	3,225	3,867	4,763
13	3,313	3,664	3,828
14	3,160	3,426	3,714
15	3,182	3,380	3,543



Rys.57. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella vulgaris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 28. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella vulgaris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

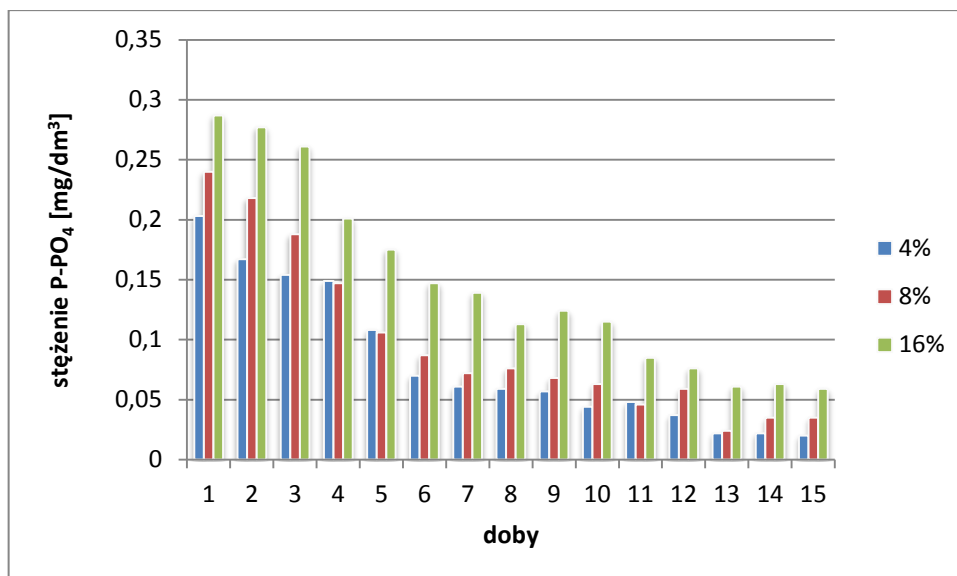
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,064	0,066	0,072
2	0,061	0,064	0,059
3	0,060	0,059	0,057
4	0,050	0,063	0,050
5	0,047	0,040	0,045
6	0,042	0,045	0,048
7	0,035	0,046	0,052
8	0,031	0,048	0,056
9	0,038	0,050	0,057
10	0,035	0,043	0,050
11	0,039	0,030	0,045
12	0,032	0,032	0,034
13	0,031	0,027	0,035
14	0,033	0,030	0,031
15	0,032	0,035	0,038



Rys.58. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella vulgaris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 29. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella vulgaris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	1,379	1,581	1,673
2	1,277	1,253	1,381
3	1,127	0,838	1,200
4	0,826	0,406	0,898
5	0,666	0,380	0,734
6	0,543	0,349	0,560
7	0,418	0,293	0,347
8	0,278	0,225	0,218
9	0,231	0,219	0,219
10	0,178	0,213	0,235
11	0,187	0,202	0,224
12	0,190	0,199	0,214
13	0,187	0,210	0,205
14	0,179	0,181	0,189
15	0,199	0,202	0,211

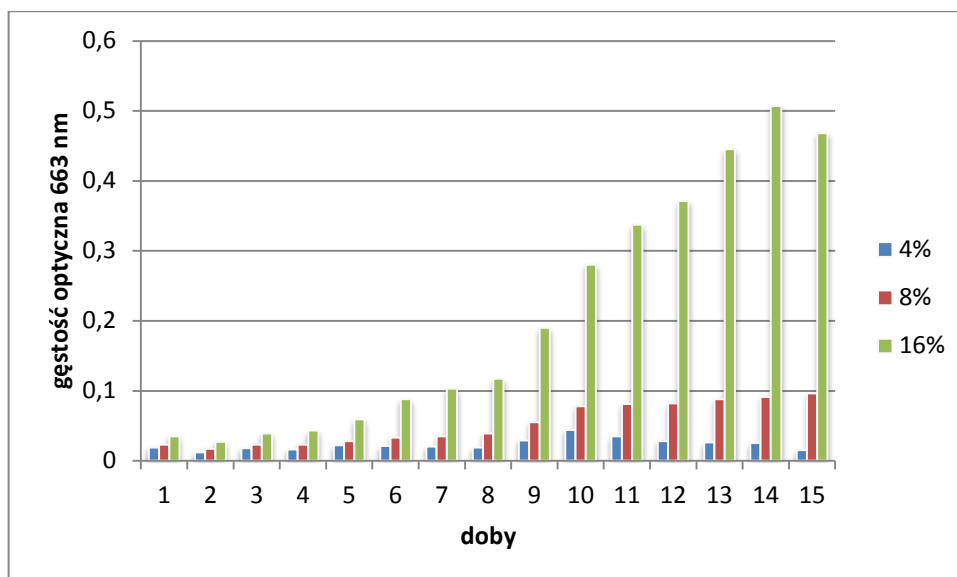


Rys.59. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella vulgaris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 30. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorella vulgaris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,203	0,240	0,287
2	0,167	0,218	0,277
3	0,154	0,188	0,261
4	0,149	0,147	0,201
5	0,108	0,106	0,175
6	0,070	0,087	0,147
7	0,061	0,072	0,139
8	0,059	0,076	0,113
9	0,057	0,068	0,124
10	0,044	0,063	0,115
11	0,048	0,046	0,085
12	0,037	0,059	0,076
13	0,022	0,024	0,061
14	0,022	0,035	0,063
15	0,020	0,035	0,059

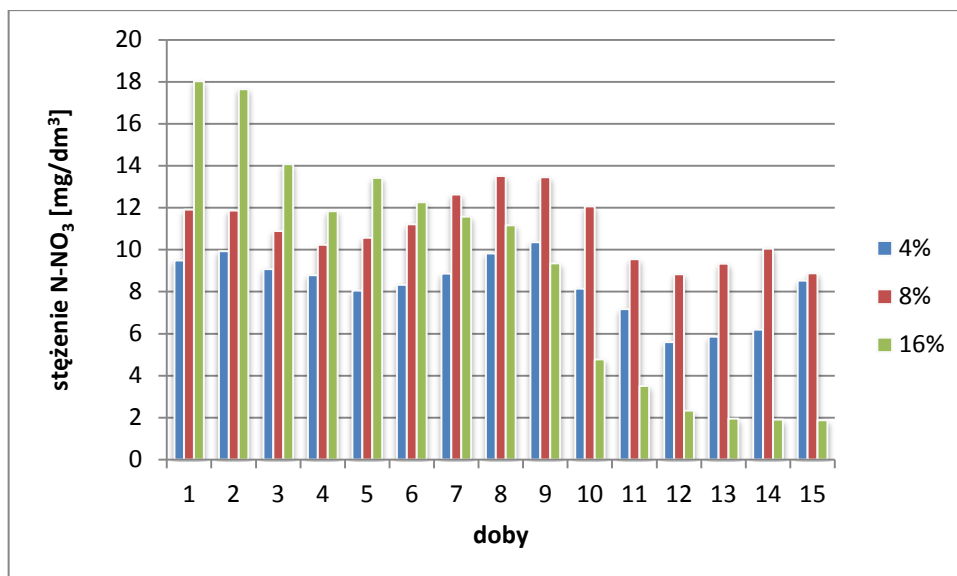
Chlorococcum macrostigmatum



Rys.60. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Chlorococcum macrostigmatum* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 31. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Chlorococcum macrostigmatum* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

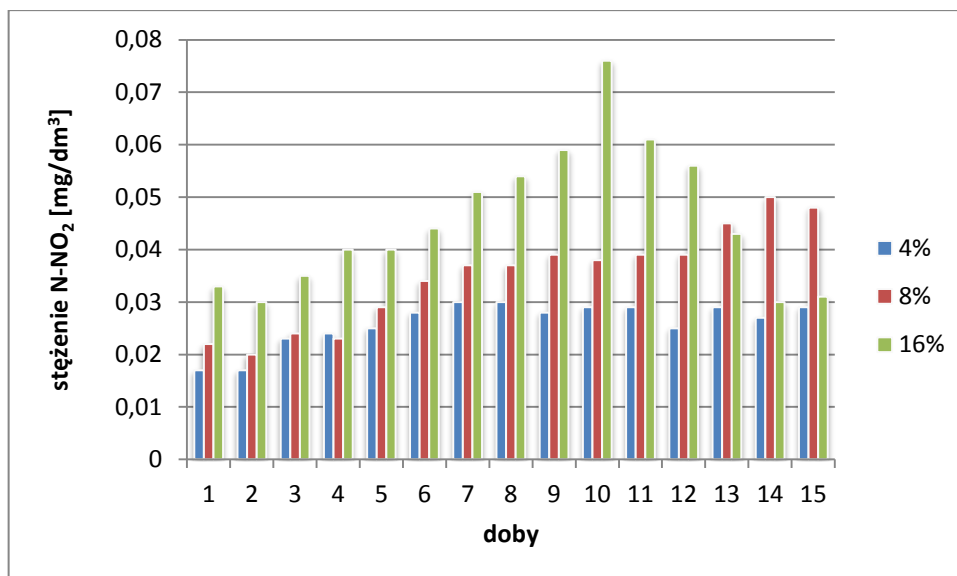
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,019	0,023	0,035
2	0,012	0,017	0,027
3	0,018	0,023	0,039
4	0,016	0,023	0,043
5	0,022	0,028	0,059
6	0,021	0,033	0,088
7	0,020	0,035	0,103
8	0,019	0,039	0,117
9	0,029	0,055	0,190
10	0,044	0,078	0,280
11	0,035	0,081	0,337
12	0,028	0,082	0,371
13	0,026	0,088	0,445
14	0,025	0,091	0,507
15	0,015	0,096	0,468



Rys.61. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorococcum macrostigmatum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 32. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorococcum macrostigmatum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

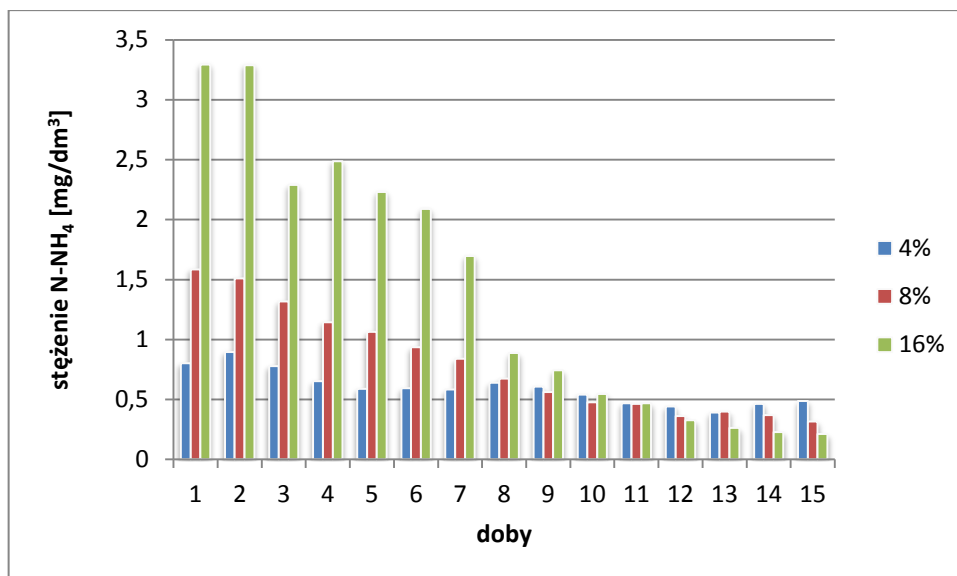
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	9,486	11,913	18,020
2	9,933	11,864	17,647
3	9,079	10,889	14,081
4	8,780	10,228	11,839
5	8,059	10,575	13,421
6	8,333	11,213	12,267
7	8,854	12,631	11,570
8	9,829	13,505	11,166
9	10,357	13,449	9,348
10	8,144	12,064	4,779
11	7,169	9,546	3,515
12	5,602	8,836	2,339
13	5,854	9,329	1,954
14	6,193	10,058	1,901
15	8,527	8,873	1,874



Rys.62. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorococcum macrostigmatum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 33. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorococcum macrostigmatum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

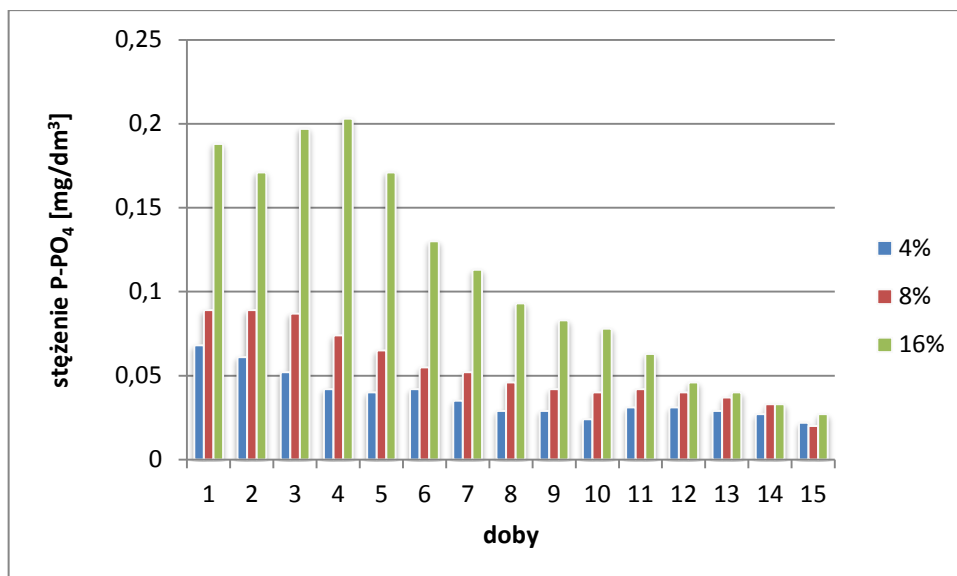
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,017	0,022	0,033
2	0,017	0,020	0,030
3	0,023	0,024	0,035
4	0,024	0,023	0,040
5	0,025	0,029	0,040
6	0,028	0,034	0,044
7	0,030	0,037	0,051
8	0,030	0,037	0,054
9	0,028	0,039	0,059
10	0,029	0,038	0,076
11	0,029	0,039	0,061
12	0,025	0,039	0,056
13	0,029	0,045	0,043
14	0,027	0,050	0,030
15	0,029	0,048	0,031



Rys.63. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorococcum macrostigmatum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 34. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorococcum macrostigmatum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,802	1,583	3,292
2	0,896	1,510	3,289
3	0,779	1,316	2,289
4	0,651	1,144	2,487
5	0,587	1,063	2,230
6	0,594	0,935	2,090
7	0,582	0,838	1,696
8	0,639	0,673	0,886
9	0,606	0,562	0,743
10	0,541	0,477	0,546
11	0,467	0,464	0,467
12	0,442	0,362	0,326
13	0,390	0,398	0,263
14	0,462	0,370	0,228
15	0,487	0,317	0,211

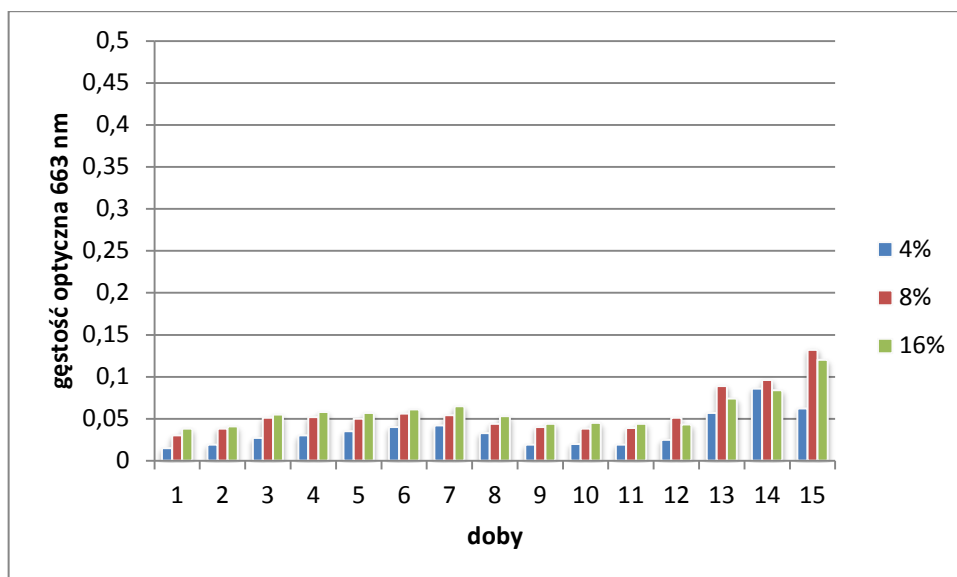


Rys.64. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorococcum macrostigmatum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 35. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chlorococcum macrostigmatum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,068	0,089	0,188
2	0,061	0,089	0,171
3	0,052	0,087	0,197
4	0,042	0,074	0,203
5	0,040	0,065	0,171
6	0,042	0,055	0,130
7	0,035	0,052	0,113
8	0,029	0,046	0,093
9	0,029	0,042	0,083
10	0,024	0,040	0,078
11	0,031	0,042	0,063
12	0,031	0,040	0,046
13	0,029	0,037	0,040
14	0,027	0,033	0,033
15	0,022	0,020	0,027

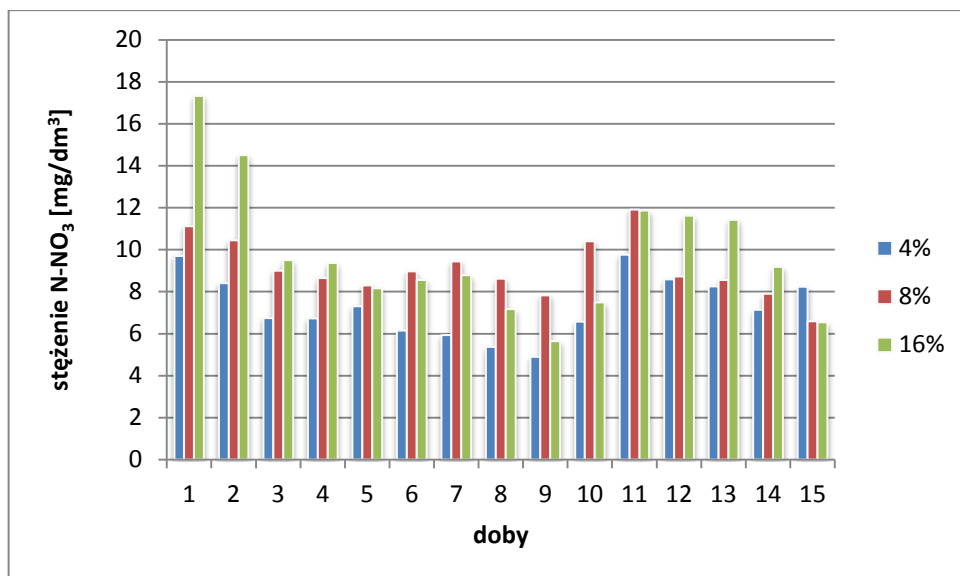
Chloroidium laureanum



Rys.65. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Chloroidium laureanum* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 36. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Chloroidium laureanum* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

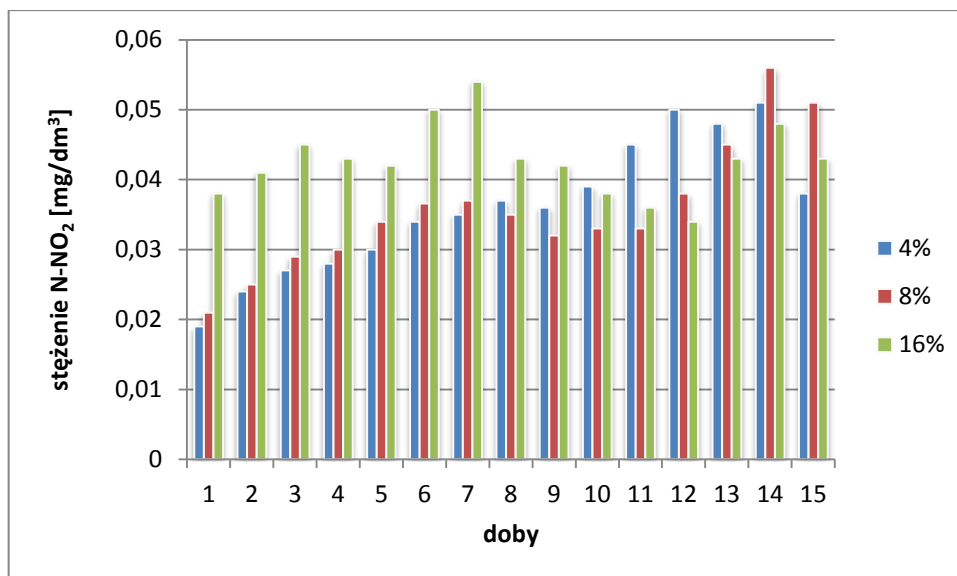
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,015	0,030	0,038
2	0,019	0,038	0,041
3	0,027	0,051	0,055
4	0,030	0,052	0,058
5	0,035	0,050	0,057
6	0,040	0,056	0,061
7	0,042	0,054	0,065
8	0,033	0,044	0,053
9	0,019	0,040	0,044
10	0,020	0,038	0,045
11	0,019	0,039	0,044
12	0,025	0,051	0,043
13	0,057	0,089	0,074
14	0,086	0,096	0,084
15	0,062	0,132	0,120



Rys.66. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chloroidium laureanum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 37. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chloroidium laureanum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

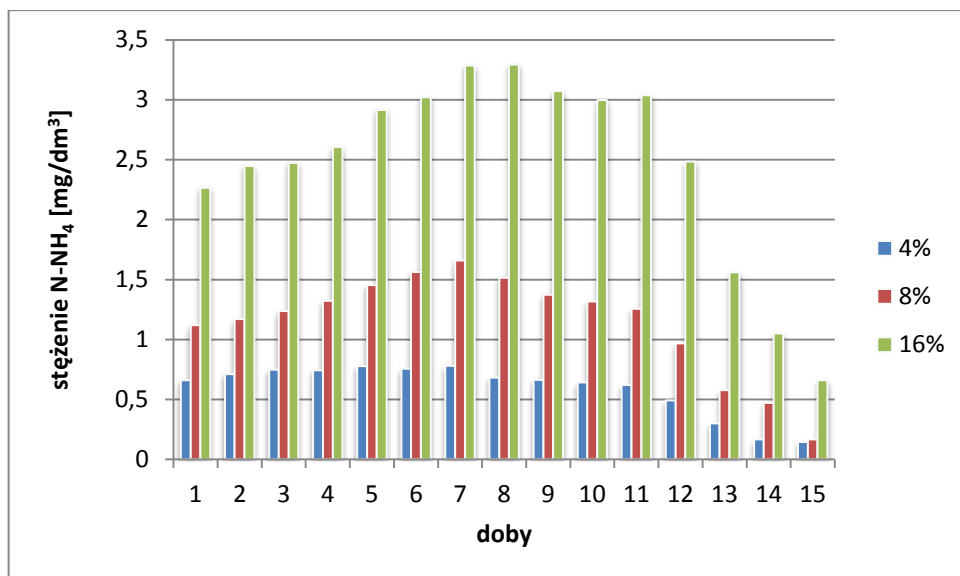
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	9,707	11,119	17,318
2	8,403	10,444	14,500
3	6,748	9,003	9,506
4	6,733	8,653	9,368
5	7,305	8,299	8,161
6	6,142	8,966	8,563
7	5,927	9,447	8,780
8	5,362	8,617	7,169
9	4,891	7,827	5,649
10	6,580	10,400	7,491
11	9,768	11,913	11,864
12	8,581	8,725	11,618
13	8,247	8,563	11,426
14	7,139	7,893	9,174
15	8,229	6,594	6,539



Rys.67. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chloridium laureanum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 38. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chloridium laureanum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

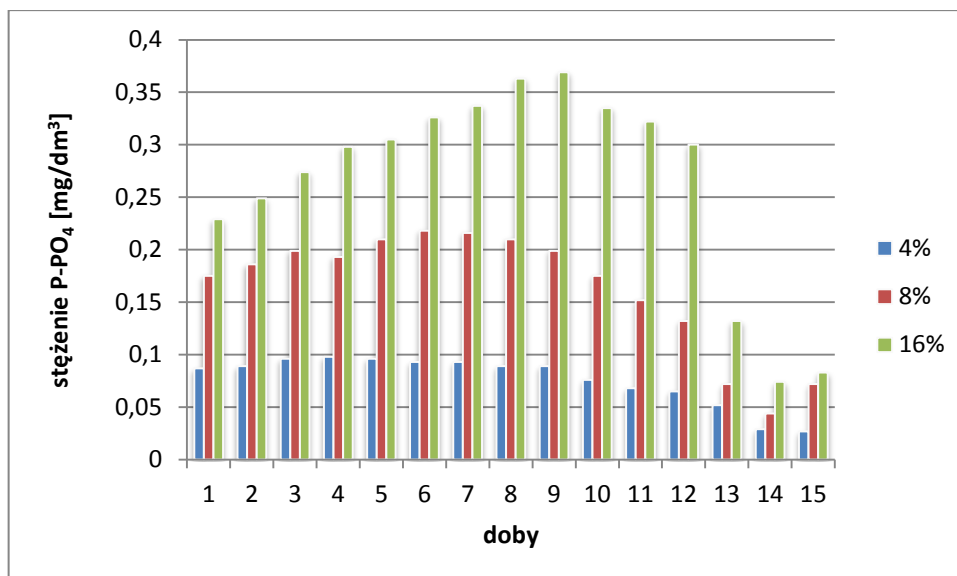
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,019	0,021	0,038
2	0,024	0,025	0,041
3	0,027	0,029	0,045
4	0,028	0,030	0,043
5	0,030	0,034	0,042
6	0,034	0,036	0,050
7	0,035	0,037	0,054
8	0,037	0,035	0,043
9	0,036	0,032	0,042
10	0,039	0,033	0,038
11	0,045	0,033	0,036
12	0,050	0,038	0,034
13	0,048	0,045	0,043
14	0,051	0,056	0,048
15	0,038	0,051	0,043



Rys.68. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chloridium laureanum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 39. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chloridium laureanum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,066	1,119	2,266
2	0,712	1,169	2,447
3	0,749	1,236	2,474
4	0,743	1,322	2,603
5	0,779	1,454	2,914
6	0,756	1,562	3,020
7	0,781	1,659	3,286
8	0,682	1,515	3,292
9	0,664	1,374	3,072
10	0,642	1,316	2,997
11	0,619	1,255	3,037
12	0,491	0,967	2,484
13	0,301	0,578	1,560
14	0,167	0,470	1,051
15	0,146	0,167	0,660

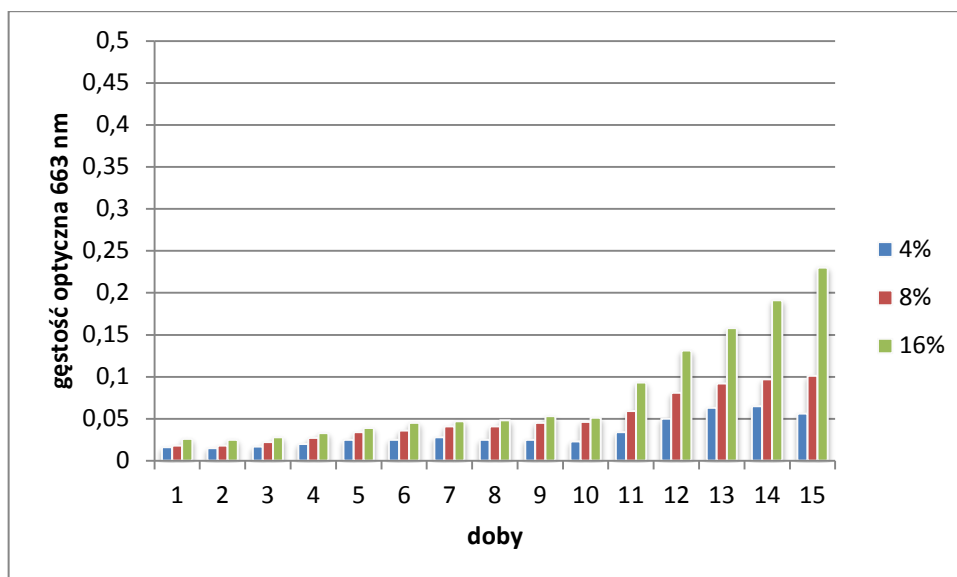


Rys.69. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chloroidium laureanum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 40. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Chloroidium laureanum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,087	0,175	0,229
2	0,089	0,186	0,249
3	0,096	0,199	0,274
4	0,098	0,193	0,298
5	0,096	0,210	0,305
6	0,093	0,218	0,326
7	0,093	0,216	0,337
8	0,089	0,210	0,363
9	0,089	0,199	0,369
10	0,076	0,175	0,335
11	0,068	0,152	0,322
12	0,065	0,132	0,300
13	0,052	0,072	0,132
14	0,029	0,044	0,074
15	0,027	0,072	0,083

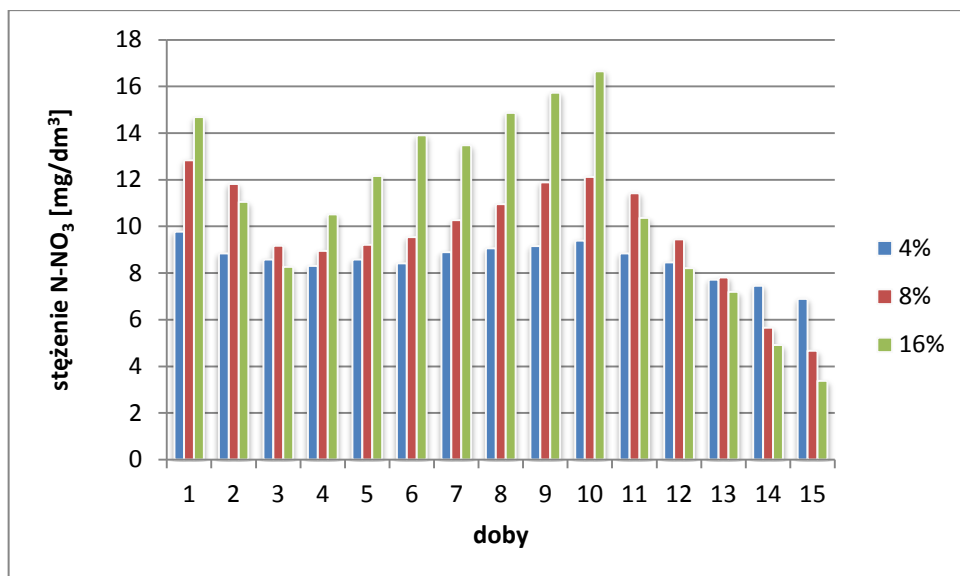
Coelastrella oocystiformis



Rys.70. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Coelastrella oocystiformis* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 41. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Coelastrella oocystiformis* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

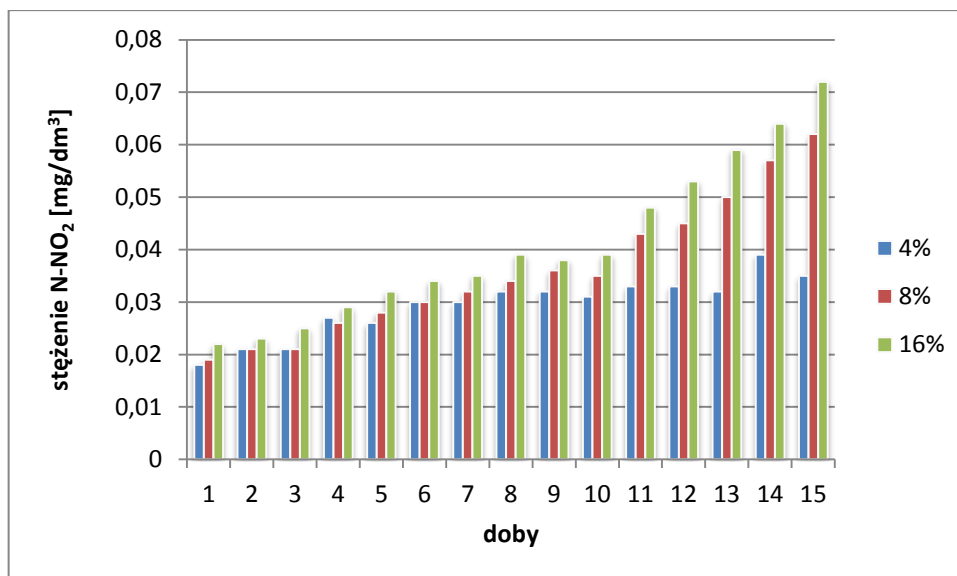
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,016	0,018	0,026
2	0,015	0,018	0,025
3	0,017	0,022	0,028
4	0,020	0,027	0,033
5	0,025	0,034	0,039
6	0,025	0,036	0,045
7	0,028	0,041	0,047
8	0,025	0,041	0,048
9	0,025	0,045	0,053
10	0,023	0,046	0,051
11	0,034	0,059	0,093
12	0,050	0,081	0,131
13	0,063	0,092	0,158
14	0,065	0,097	0,191
15	0,056	0,101	0,230



Rys.71. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Coelastrella oocystiformis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 42. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Coelastrella oocystiformis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

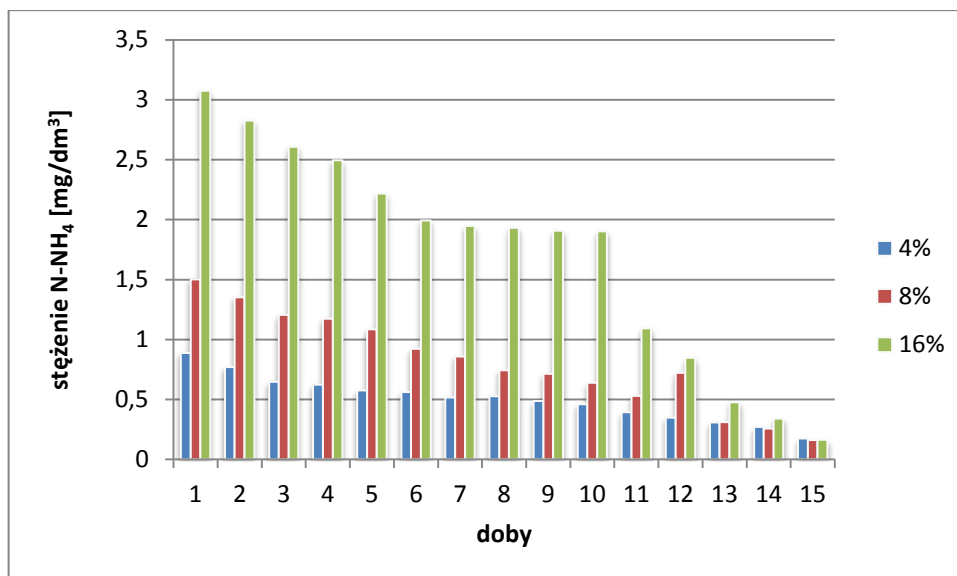
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	9,768	12,837	14,682
2	8,836	11,814	11,050
3	8,581	9,174	8,264
4	8,299	8,955	10,509
5	8,581	9,213	12,165
6	8,421	9,546	13,906
7	8,891	10,270	13,477
8	9,060	10,958	14,868
9	9,155	11,888	15,731
10	9,388	12,114	16,664
11	8,836	11,426	10,357
12	8,456	9,447	8,212
13	7,713	7,811	7,199
14	7,460	5,661	4,911
15	6,890	4,671	3,378



Rys.72. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Coelastrella oocystiformis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 43. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Coelastrella oocystiformis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

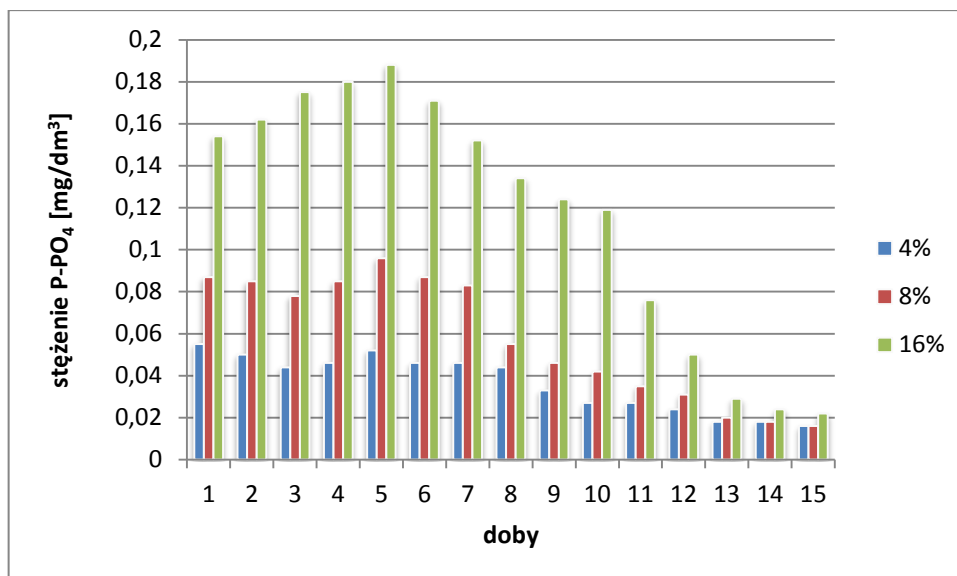
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,018	0,019	0,022
2	0,021	0,021	0,023
3	0,021	0,021	0,025
4	0,027	0,026	0,029
5	0,026	0,028	0,032
6	0,030	0,030	0,034
7	0,030	0,032	0,035
8	0,032	0,034	0,039
9	0,032	0,036	0,038
10	0,031	0,035	0,039
11	0,033	0,043	0,048
12	0,033	0,045	0,053
13	0,032	0,050	0,059
14	0,039	0,057	0,064
15	0,035	0,062	0,072



Rys.73. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Coelastrella oocystiformis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 44. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Coelastrella oocystiformis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,886	1,501	3,075
2	0,770	1,352	2,827
3	0,646	1,204	2,606
4	0,623	1,173	2,495
5	0,576	1,086	2,217
6	0,562	0,921	1,993
7	0,517	0,859	1,946
8	0,527	0,743	1,931
9	0,486	0,714	1,907
10	0,460	0,639	1,902
11	0,392	0,529	1,094
12	0,349	0,721	0,846
13	0,307	0,310	0,477
14	0,270	0,258	0,341
15	0,173	0,161	0,163

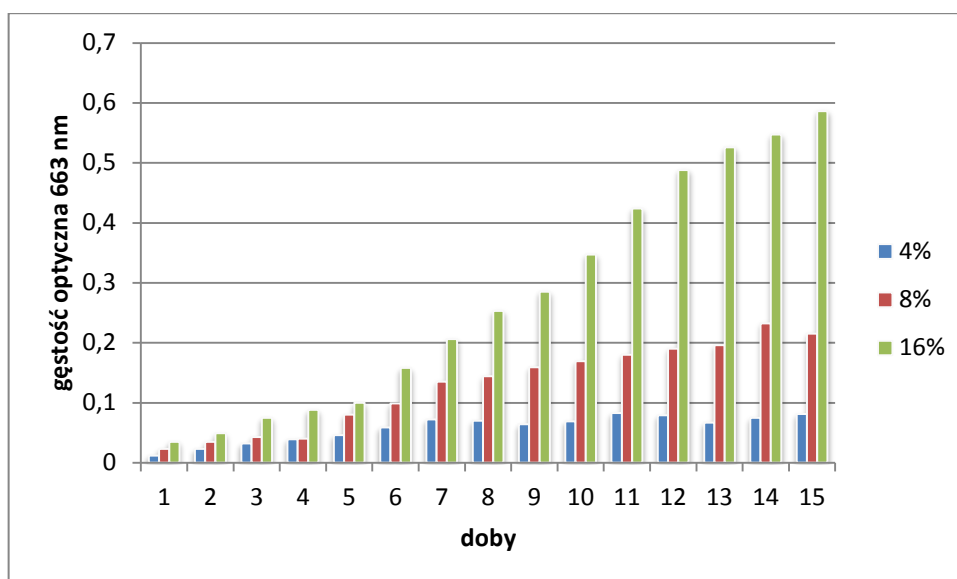


Rys.74. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Coelastrella oocystiformis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 45. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Coelastrella oocystiformis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,055	0,087	0,154
2	0,050	0,085	0,162
3	0,044	0,078	0,175
4	0,046	0,085	0,180
5	0,052	0,096	0,188
6	0,046	0,087	0,171
7	0,046	0,083	0,152
8	0,044	0,055	0,134
9	0,033	0,046	0,124
10	0,027	0,042	0,119
11	0,027	0,035	0,079
12	0,024	0,031	0,050
13	0,018	0,020	0,029
14	0,018	0,018	0,024
15	0,016	0,016	0,022

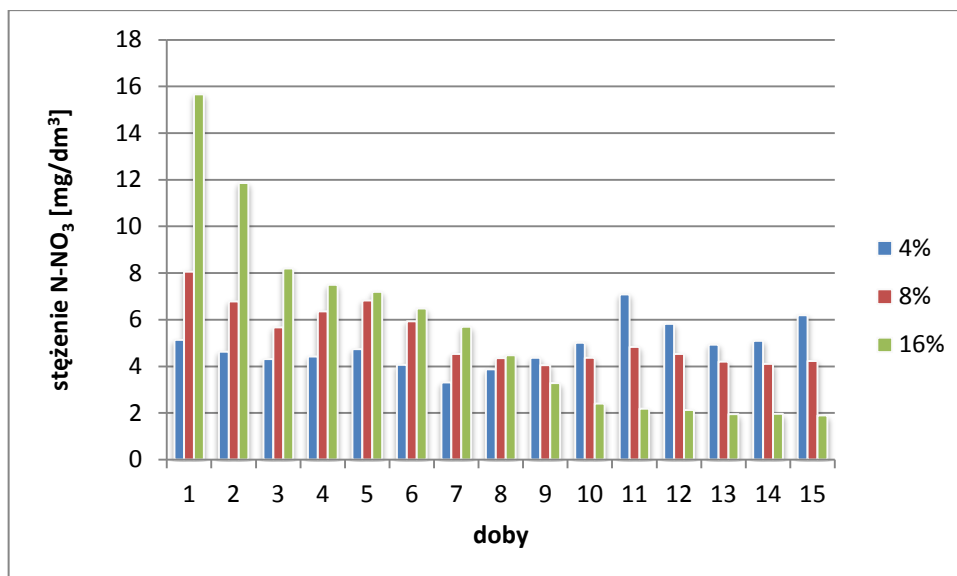
***Desmodesmus* sp.**



Rys.75. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Desmodesmus* sp. w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 46. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Desmodesmus* sp. w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

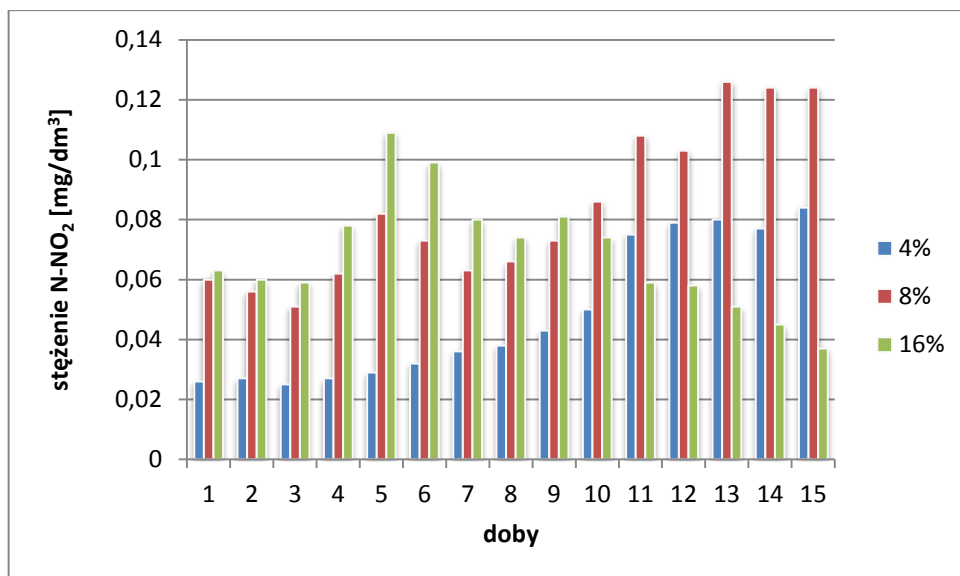
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,012	0,023	0,035
2	0,023	0,035	0,049
3	0,032	0,043	0,075
4	0,039	0,040	0,088
5	0,046	0,080	0,100
6	0,059	0,099	0,158
7	0,072	0,135	0,206
8	0,070	0,144	0,253
9	0,064	0,159	0,285
10	0,069	0,169	0,347
11	0,083	0,180	0,424
12	0,079	0,190	0,488
13	0,067	0,196	0,526
14	0,075	0,232	0,547
15	0,081	0,215	0,586



Rys.76. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Desmodesmus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 47. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Desmodesmus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

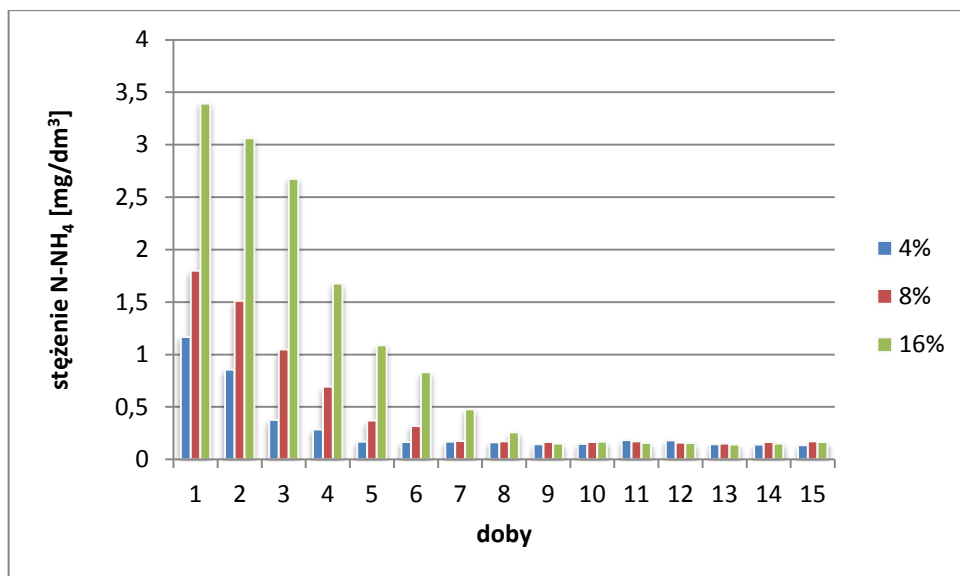
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	5,131	8,059	15,665
2	4,624	6,776	11,864
3	4,305	5,673	8,195
4	4,415	6,351	7,491
5	4,740	6,818	7,199
6	4,069	5,927	6,473
7	3,315	4,533	5,697
8	3,870	4,350	4,480
9	4,369	4,052	3,288
10	5,015	4,360	2,403
11	7,080	4,830	2,178
12	5,817	4,536	2,129
13	4,932	4,199	1,946
14	5,089	4,103	1,958
15	6,193	4,234	1,890



Rys.77. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Desmodesmus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 48. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Desmodesmus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

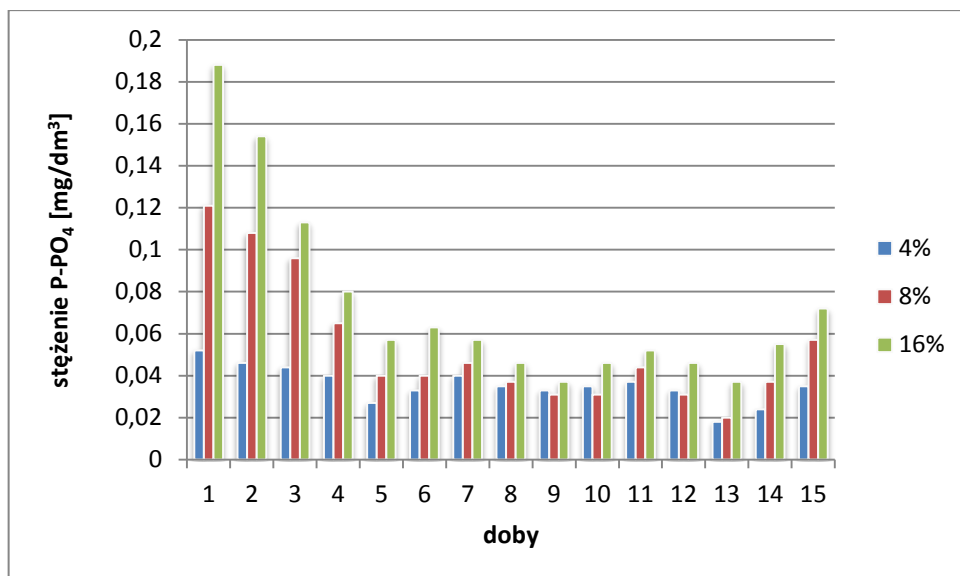
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,026	0,060	0,063
2	0,027	0,056	0,060
3	0,025	0,051	0,059
4	0,027	0,062	0,078
5	0,029	0,082	0,109
6	0,032	0,073	0,099
7	0,036	0,063	0,080
8	0,038	0,066	0,074
9	0,043	0,073	0,081
10	0,050	0,086	0,074
11	0,075	0,108	0,059
12	0,079	0,103	0,058
13	0,080	0,126	0,051
14	0,077	0,124	0,045
15	0,084	0,124	0,037



Rys.78. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Desmodesmus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 49. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Desmodesmus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	1,167	1,798	3,391
2	0,855	1,512	3,061
3	0,377	1,047	2,674
4	0,286	0,693	1,675
5	0,170	0,370	1,086
6	0,166	0,318	0,832
7	0,170	0,175	0,476
8	0,163	0,173	0,256
9	0,145	0,167	0,151
10	0,148	0,166	0,170
11	0,185	0,172	0,155
12	0,181	0,160	0,155
13	0,143	0,149	0,142
14	0,142	0,167	0,151
15	0,136	0,172	0,167

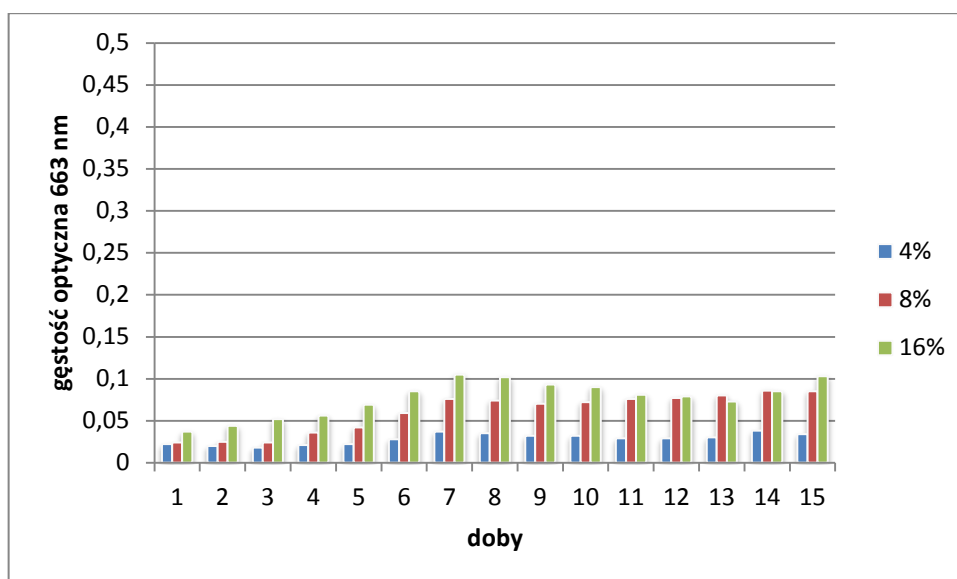


Rys.79. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Desmodesmus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 50. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Desmodesmus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,052	0,121	0,188
2	0,046	0,108	0,154
3	0,044	0,096	0,113
4	0,040	0,065	0,080
5	0,027	0,040	0,057
6	0,033	0,040	0,063
7	0,040	0,046	0,057
8	0,035	0,037	0,046
9	0,033	0,031	0,037
10	0,035	0,031	0,046
11	0,037	0,044	0,052
12	0,033	0,031	0,046
13	0,018	0,020	0,037
14	0,024	0,037	0,055
15	0,035	0,057	0,072

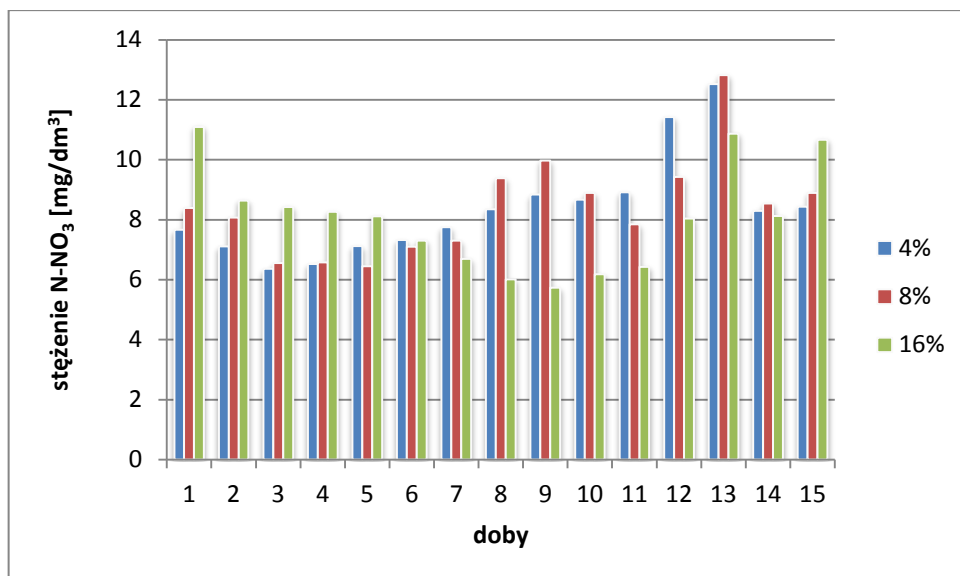
***Dictyosphaerium* sp.**



Rys.80. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Dictyosphaerium* sp. w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 51. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Dictyosphaerium* sp. w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

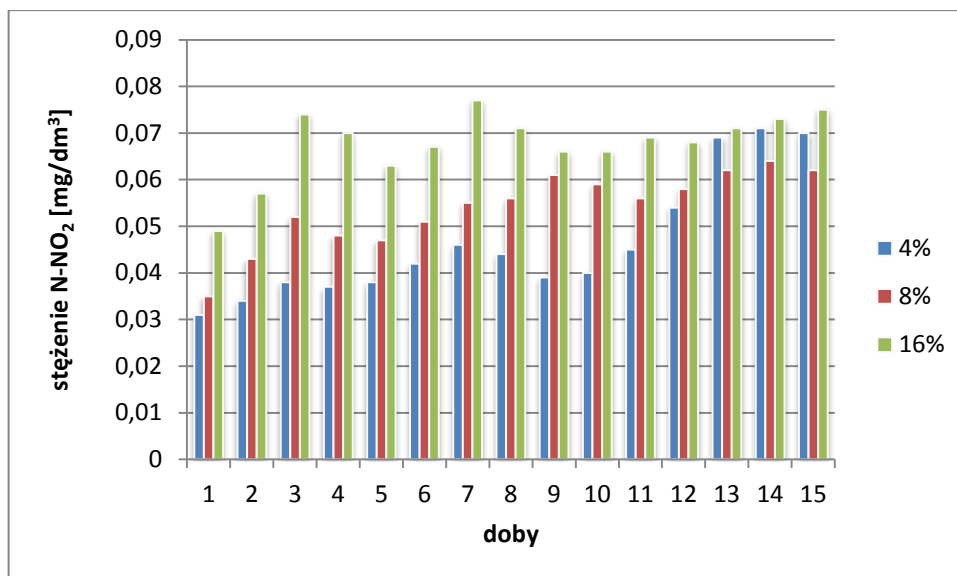
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,022	0,024	0,037
2	0,020	0,025	0,044
3	0,018	0,024	0,052
4	0,021	0,036	0,056
5	0,022	0,042	0,069
6	0,028	0,059	0,085
7	0,037	0,076	0,105
8	0,035	0,074	0,102
9	0,032	0,070	0,093
10	0,032	0,072	0,090
11	0,029	0,076	0,081
12	0,029	0,077	0,079
13	0,030	0,080	0,073
14	0,038	0,086	0,085
15	0,034	0,085	0,103



Rys.81. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Dictyosphaerium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 52. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Dictyosphaerium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

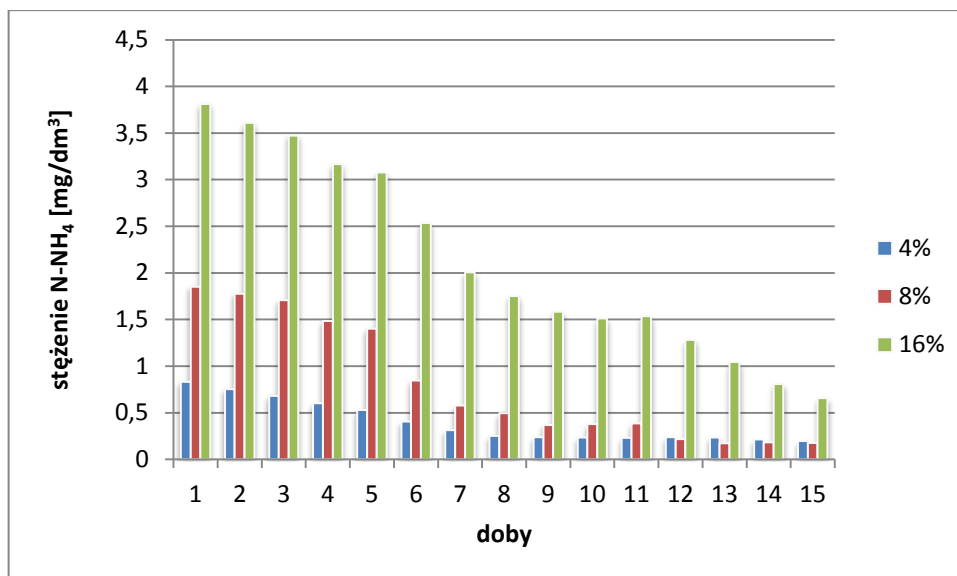
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	7,665	8,386	11,096
2	7,109	8,076	8,635
3	6,364	6,553	8,427
4	6,526	6,580	8,264
5	7,124	6,444	8,110
6	7,321	7,095	7,305
7	7,746	7,305	6,691
8	8,351	9,388	6,015
9	8,836	9,974	5,733
10	8,671	8,891	6,180
11	8,910	7,843	6,431
12	11,426	9,427	8,042
13	12,526	12,817	10,867
14	8,229	8,545	8,127
15	8,439	8,891	10,664



Rys.82. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Dictyosphaerium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 53. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Dictyosphaerium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

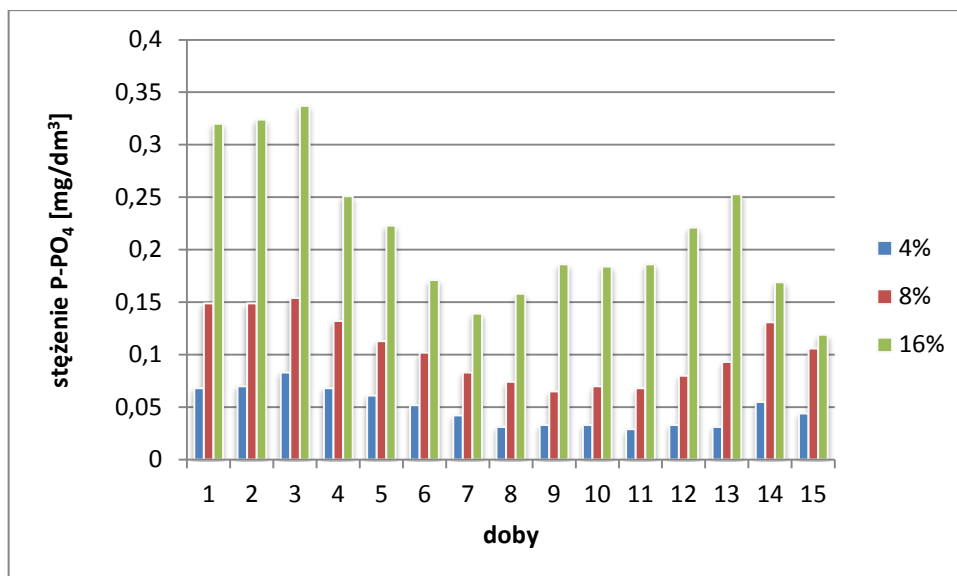
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,031	0,035	0,049
2	0,034	0,043	0,057
3	0,038	0,052	0,074
4	0,037	0,048	0,070
5	0,038	0,047	0,063
6	0,042	0,051	0,067
7	0,046	0,055	0,077
8	0,044	0,056	0,071
9	0,039	0,061	0,066
10	0,040	0,059	0,066
11	0,045	0,056	0,069
12	0,054	0,058	0,068
13	0,069	0,062	0,071
14	0,071	0,064	0,073
15	0,070	0,062	0,075



Rys.83. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Dictyosphaerium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 54. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Dictyosphaerium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,832	1,853	3,811
2	0,753	1,777	3,608
3	0,682	1,706	3,473
4	0,603	1,485	3,165
5	0,531	1,403	3,078
6	0,405	0,844	2,533
7	0,313	0,578	2,003
8	0,252	0,494	1,751
9	0,380	0,370	1,583
10	0,236	0,377	1,512
11	0,230	0,385	1,535
12	0,238	0,218	1,281
13	0,236	0,172	1,043
14	0,214	0,182	0,807
15	0,195	0,176	0,657

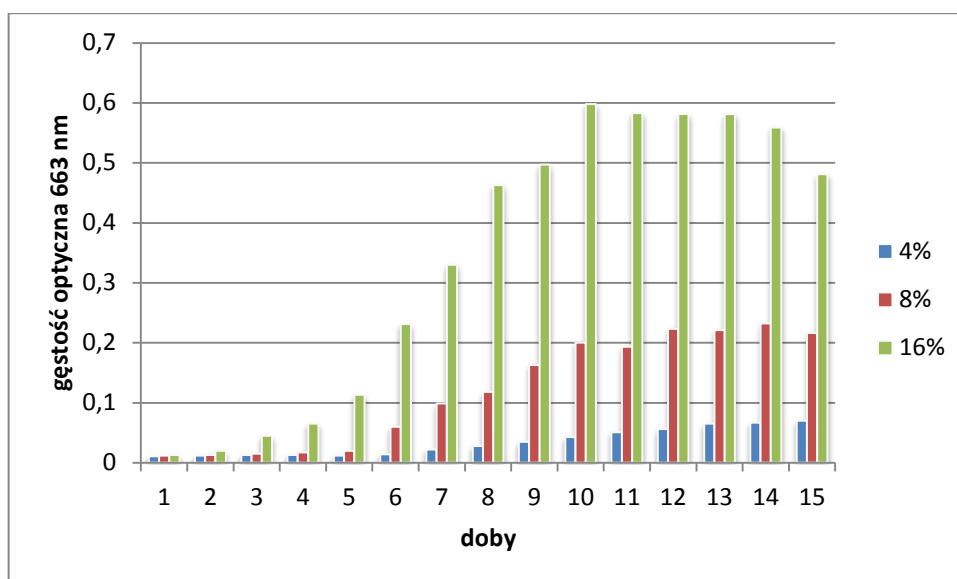


Rys.84. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Dictyosphaerium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 55. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Dictyosphaerium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,068	0,149	0,320
2	0,070	0,149	0,324
3	0,083	0,154	0,337
4	0,068	0,132	0,251
5	0,061	0,113	0,223
6	0,052	0,102	0,171
7	0,042	0,083	0,139
8	0,031	0,074	0,158
9	0,033	0,065	0,186
10	0,033	0,070	0,184
11	0,029	0,068	0,186
12	0,033	0,080	0,221
13	0,031	0,093	0,253
14	0,055	0,131	0,169
15	0,044	0,106	0,119

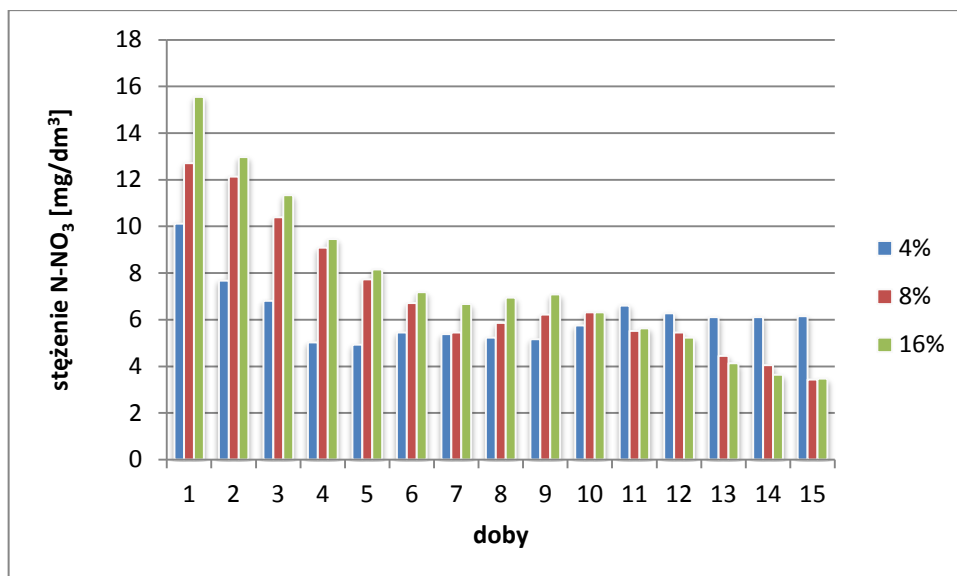
***Haematococcus* sp.**



Rys.85. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Haematococcus* sp. w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 56. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Haematococcus* sp. w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

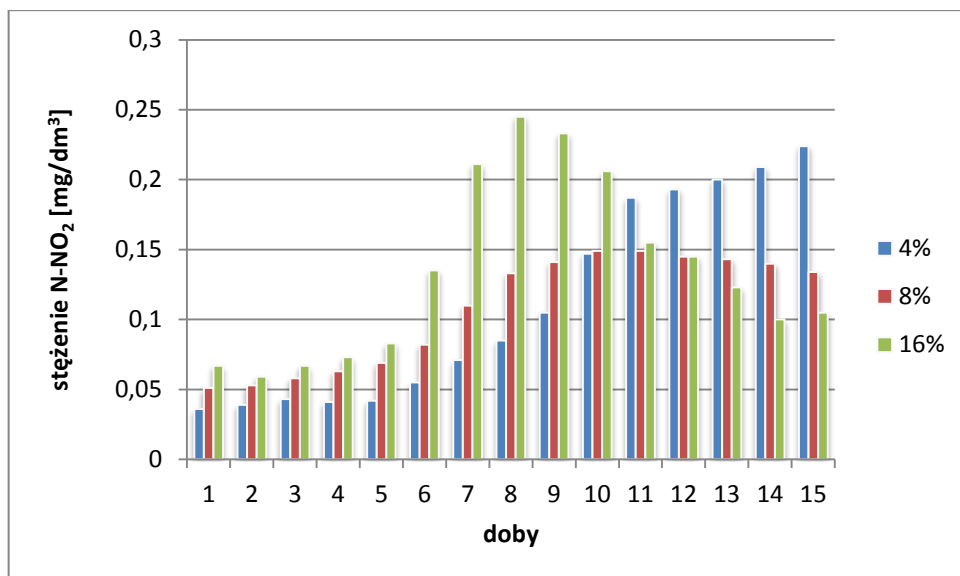
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,011	0,012	0,013
2	0,012	0,013	0,020
3	0,013	0,015	0,045
4	0,013	0,017	0,065
5	0,012	0,020	0,133
6	0,014	0,060	0,231
7	0,022	0,099	0,330
8	0,028	0,118	0,463
9	0,035	0,163	0,497
10	0,043	0,200	0,598
11	0,051	0,193	0,583
12	0,056	0,223	0,581
13	0,065	0,221	0,581
14	0,067	0,232	0,559
15	0,070	0,216	0,481



Rys.86. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Haematococcus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 57. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Haematococcus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

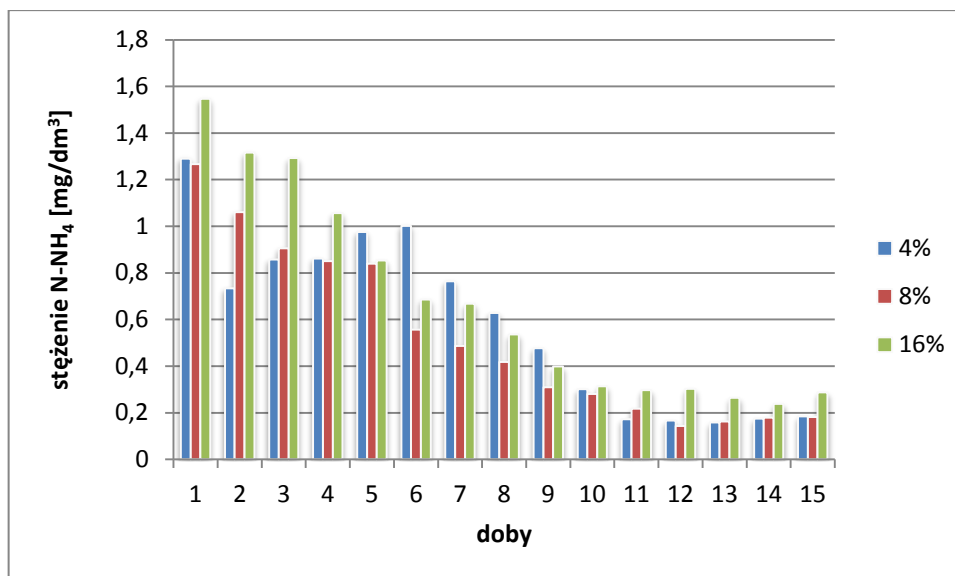
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	10,115	12,713	15,554
2	7,678	12,128	12,972
3	6,802	10,390	11,339
4	5,026	9,083	9,457
5	4,926	7,729	8,156
6	5,449	6,711	7,178
7	5,376	5,449	6,666
8	5,233	5,867	6,941
9	5,163	6,212	7,082
10	5,750	6,317	6,317
11	6,607	5,522	5,635
12	6,275	5,449	5,233
13	6,108	4,453	4,136
14	6,108	4,053	3,640
15	6,150	3,426	3,472



Rys.87. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Haematococcus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 58. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Haematococcus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

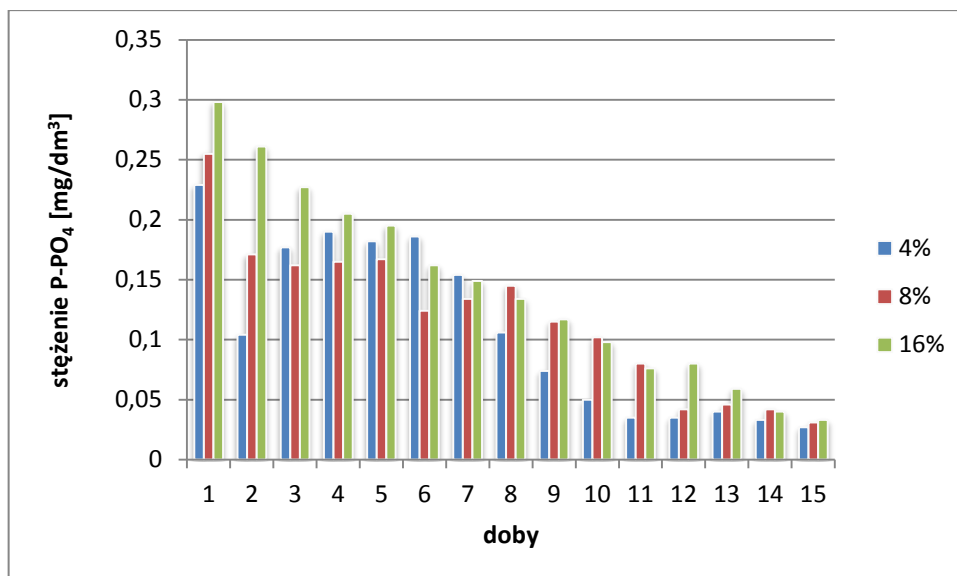
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,036	0,051	0,067
2	0,039	0,053	0,059
3	0,043	0,058	0,067
4	0,041	0,063	0,073
5	0,042	0,069	0,083
6	0,055	0,082	0,135
7	0,071	0,110	0,211
8	0,085	0,133	0,245
9	0,105	0,141	0,233
10	0,147	0,149	0,206
11	0,187	0,149	0,155
12	0,193	0,145	0,145
13	0,200	0,143	0,123
14	0,209	0,140	0,100
15	0,224	0,105	0,105



Rys.88. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Haematococcus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 59. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Haematococcus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	1,290	1,266	1,546
2	0,734	1,061	1,316
3	0,857	0,906	1,292
4	0,861	0,851	1,057
5	0,975	0,840	0,853
6	1,001	0,557	0,686
7	0,764	0,487	0,668
8	0,628	0,418	0,536
9	0,477	0,310	0,398
10	0,301	0,280	0,313
11	0,172	0,218	0,297
12	0,166	0,143	0,302
13	0,158	0,163	0,264
14	0,175	0,179	0,238
15	0,184	0,181	0,288

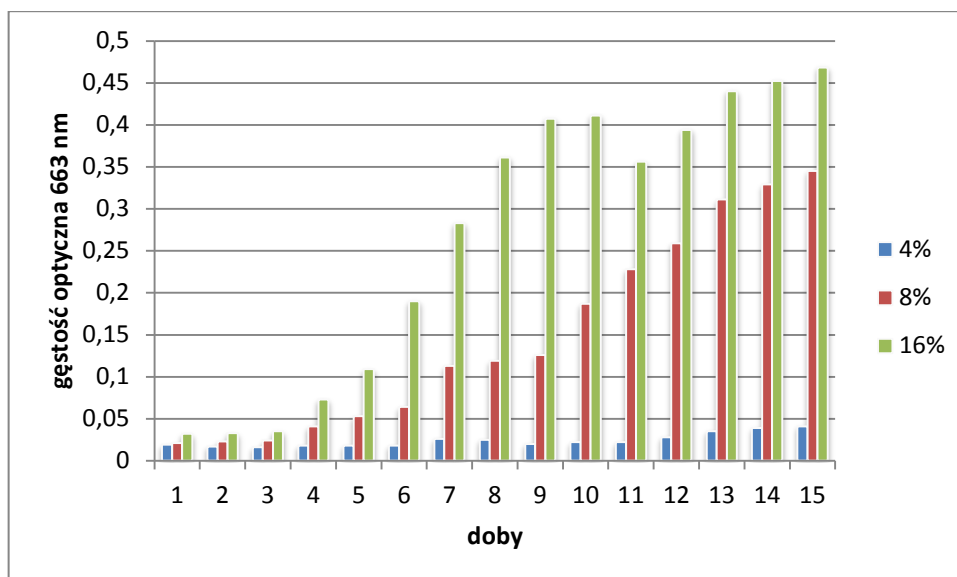


Rys.89. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Haematococcus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 60. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Haematococcus* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,229	0,255	0,298
2	0,104	0,171	0,261
3	0,177	0,162	0,227
4	0,190	0,165	0,205
5	0,182	0,167	0,195
6	0,186	0,124	0,162
7	0,154	0,134	0,149
8	0,106	0,145	0,134
9	0,074	0,115	0,117
10	0,050	0,102	0,098
11	0,035	0,080	0,076
12	0,035	0,042	0,080
13	0,040	0,046	0,059
14	0,033	0,042	0,040
15	0,027	0,031	0,033

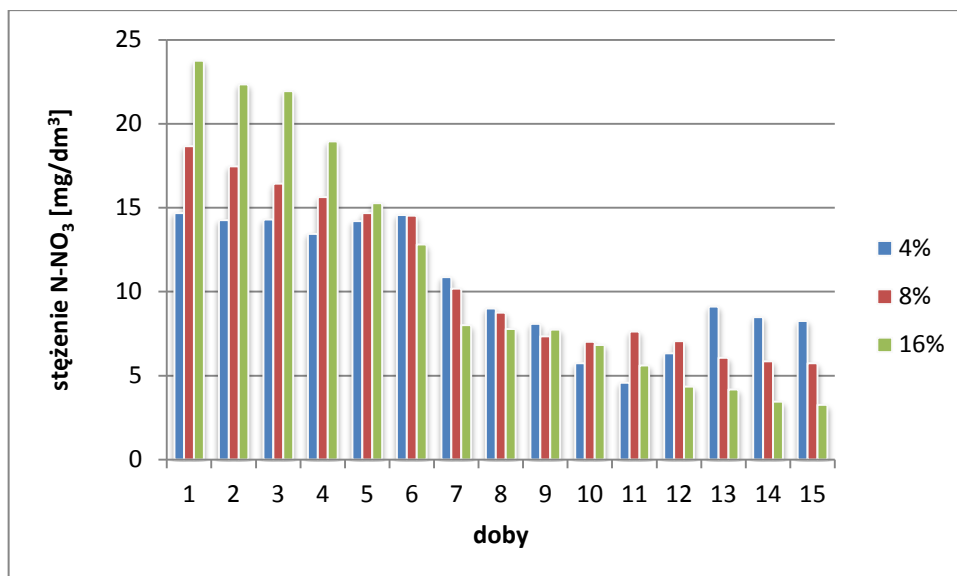
Kirchneriella obesa



Rys.90. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Kirchneriella obesa* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 61. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej komórek *Kirchneriella obesa* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

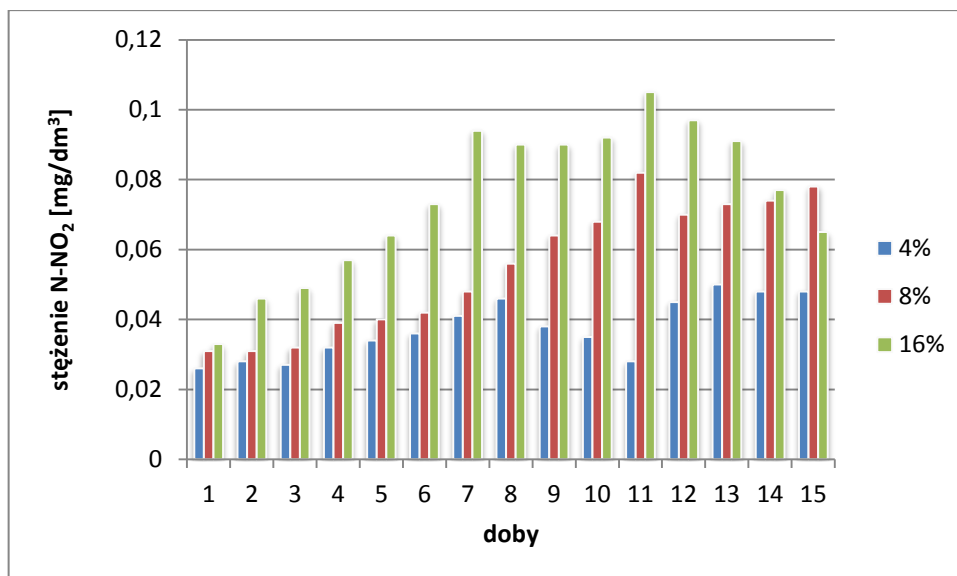
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,019	0,021	0,032
2	0,017	0,023	0,033
3	0,016	0,024	0,035
4	0,018	0,041	0,073
5	0,018	0,053	0,109
6	0,018	0,064	0,190
7	0,026	0,113	0,283
8	0,025	0,119	0,361
9	0,020	0,126	0,407
10	0,022	0,187	0,411
11	0,022	0,228	0,356
12	0,028	0,259	0,394
13	0,035	0,311	0,440
14	0,039	0,329	0,452
15	0,041	0,345	0,468



Rys.91. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Kirchneriella obesa* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 62. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Kirchneriella obesa* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

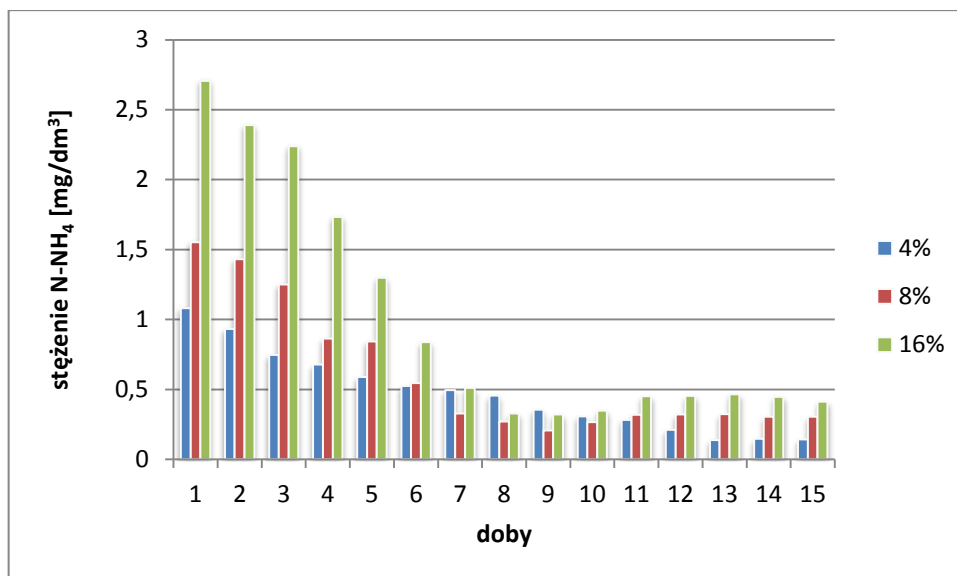
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	14,682	18,672	23,745
2	14,259	17,464	22,348
3	14,289	16,437	21,932
4	13,449	15,633	18,947
5	14,200	14,682	15,277
6	14,560	14,530	12,817
7	10,867	10,185	8,009
8	9,003	8,744	7,778
9	8,076	7,336	7,746
10	5,733	7,021	6,833
11	4,584	7,633	5,614
12	6,324	7,050	4,341
13	9,117	6,065	4,172
14	8,492	5,854	3,450
15	8,264	5,745	3,254



Rys.92. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Kirchneriella obesa* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 63. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Kirchneriella obesa* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

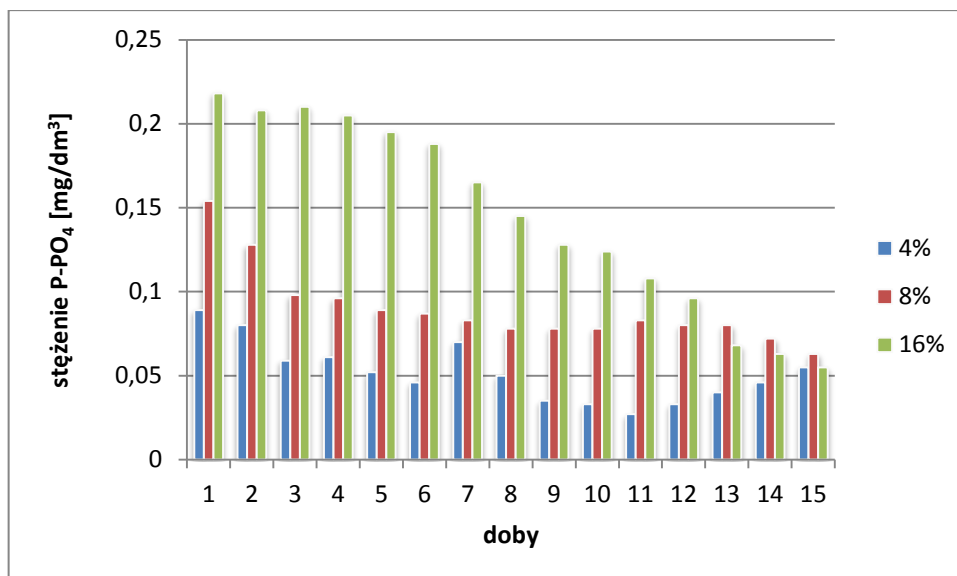
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,026	0,031	0,033
2	0,028	0,031	0,046
3	0,027	0,032	0,049
4	0,032	0,039	0,057
5	0,034	0,040	0,064
6	0,036	0,042	0,073
7	0,041	0,048	0,094
8	0,046	0,056	0,090
9	0,038	0,064	0,090
10	0,035	0,068	0,092
11	0,028	0,082	0,105
12	0,045	0,070	0,097
13	0,050	0,073	0,091
14	0,048	0,074	0,077
15	0,048	0,078	0,065



Rys.93. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Kirchneriella obesa* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 64. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Kirchneriella obesa* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	1,082	1,553	2,707
2	0,933	1,432	2,389
3	0,747	1,251	2,240
4	0,677	0,863	1,734
5	0,589	0,844	1,298
6	0,524	0,546	0,838
7	0,496	0,328	0,510
8	0,455	0,270	0,328
9	0,355	0,207	0,321
10	0,307	0,267	0,349
11	0,282	0,318	0,452
12	0,211	0,320	0,453
13	0,138	0,323	0,465
14	0,146	0,305	0,447
15	0,143	0,305	0,413

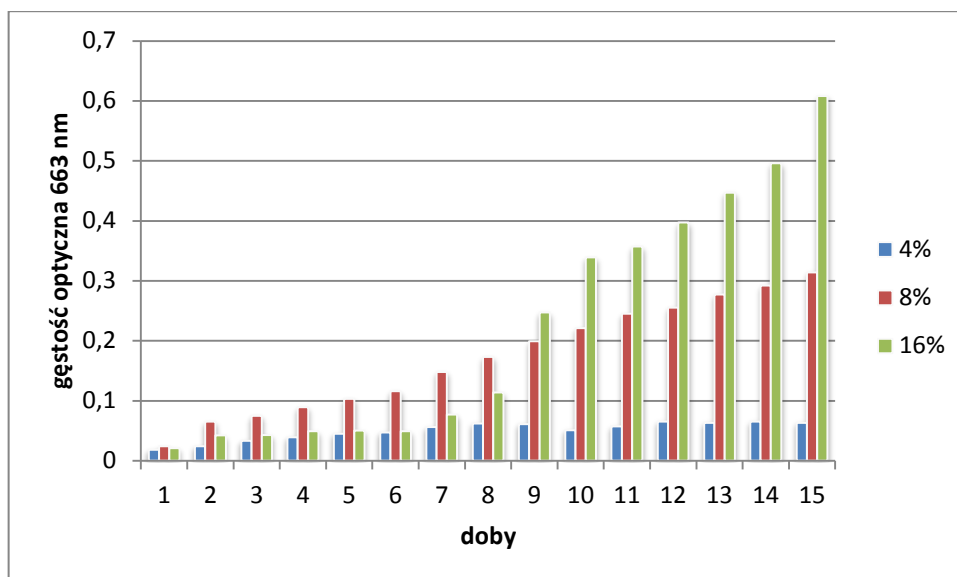


Rys.94. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Kirchneriella obesa* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 65. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Kirchneriella obesa* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,089	0,154	0,218
2	0,080	0,128	0,208
3	0,059	0,098	0,210
4	0,061	0,096	0,205
5	0,052	0,089	0,195
6	0,046	0,087	0,188
7	0,070	,083	0,165
8	0,050	0,078	0,145
9	0,035	0,078	0,128
10	0,033	0,078	0,124
11	0,027	0,083	0,108
12	0,033	0,080	0,096
13	0,040	0,080	0,068
14	0,046	0,072	0,063
15	0,055	0,063	0,055

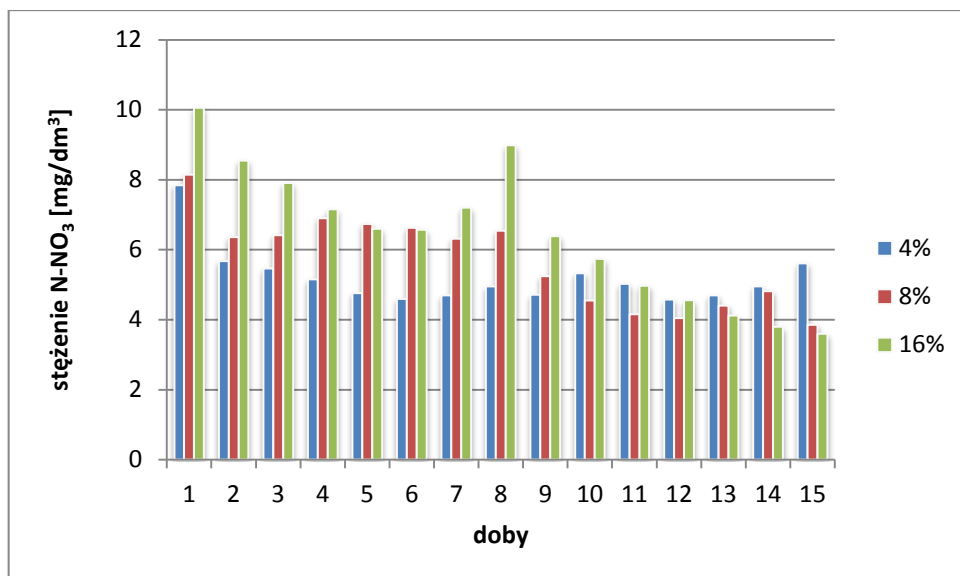
Monoraphidium contortum



Rys.95. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Monoraphidium contortum* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 66. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Monoraphidium contortum* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

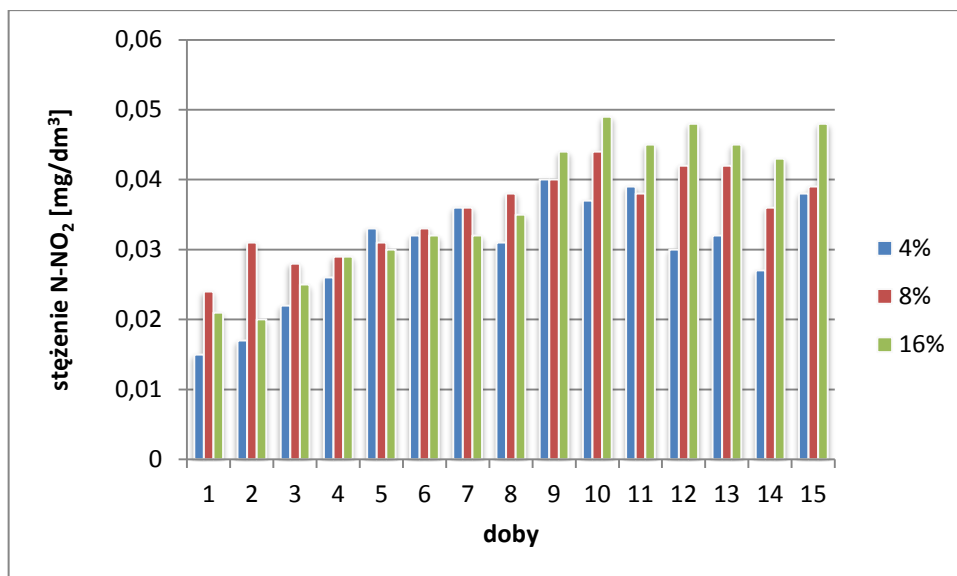
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,018	0,024	0,021
2	0,024	0,065	0,042
3	0,033	0,075	0,043
4	0,039	0,089	0,049
5	0,045	0,103	0,050
6	0,047	0,116	0,049
7	0,056	0,148	0,077
8	0,062	0,173	0,114
9	0,061	0,199	0,247
10	0,051	0,221	0,339
11	0,057	0,245	0,357
12	0,065	0,255	0,397
13	0,063	0,277	0,447
14	0,065	0,292	0,496
15	0,063	0,314	0,608



Rys.96. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Monoraphidium contortum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 67. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Monoraphidium contortum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

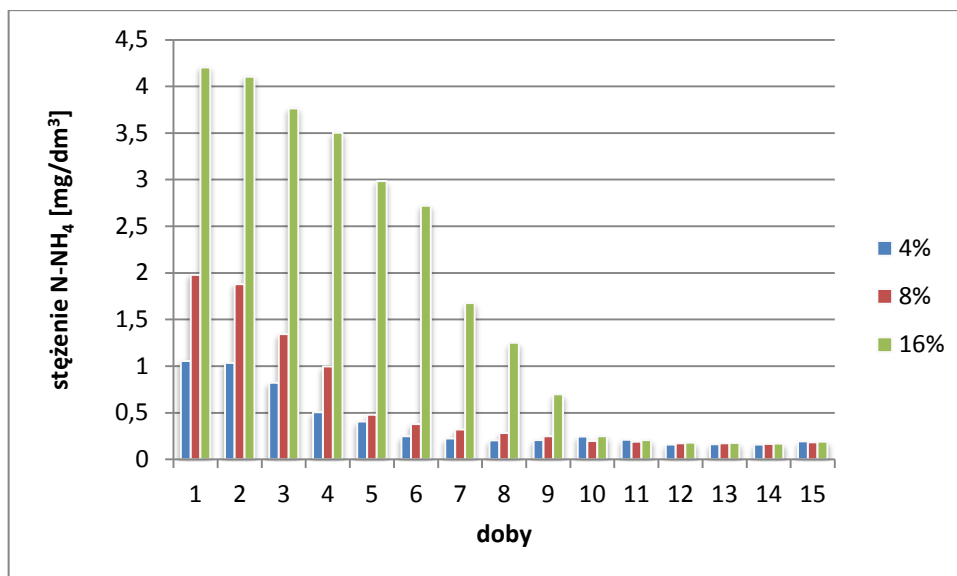
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	7,843	8,114	10,058
2	5,673	6,364	8,545
3	5,463	6,417	7,909
4	5,153	6,904	7,154
5	4,760	6,733	6,594
6	4,593	6,622	6,567
7	4,690	6,311	7,199
8	4,952	6,539	8,985
9	4,710	5,240	6,391
10	5,328	4,546	5,733
11	5,025	4,155	4,973
12	4,574	4,044	4,555
13	4,690	4,405	4,120
14	4,952	4,810	3,798
15	5,614	3,854	3,597



Rys.97. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Monoraphidium contortum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 68. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Monoraphidium contortum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

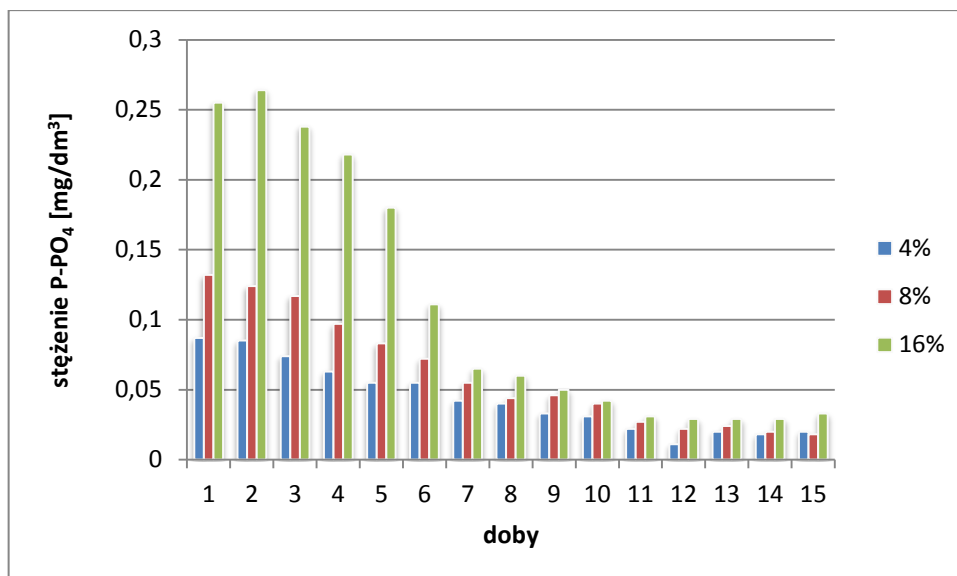
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,015	0,024	0,021
2	0,017	0,031	0,020
3	0,022	0,028	0,025
4	0,026	0,029	0,029
5	0,033	0,031	0,030
6	0,032	0,033	0,032
7	0,036	0,036	0,031
8	0,031	0,038	0,035
9	0,040	0,040	0,044
10	0,037	0,044	0,049
11	0,039	0,038	0,045
12	0,030	0,042	0,048
13	0,032	0,042	0,045
14	0,027	0,036	0,043
15	0,038	0,039	0,048



Rys.98. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Monoraphidium contortum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 69. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Monoraphidium contortum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	1,055	1,980	4,203
2	1,035	1,880	4,102
3	0,821	1,342	3,763
4	0,505	0,995	3,503
5	0,406	0,477	2,983
6	0,249	0,380	2,721
7	0,225	0,204	1,675
8	0,204	0,207	1,249
9	0,207	0,249	0,697
10	0,245	0,198	0,249
11	0,210	0,198	0,207
12	0,158	0,173	0,178
13	0,164	0,172	0,175
14	0,160	0,167	0,169
15	0,193	0,182	0,190

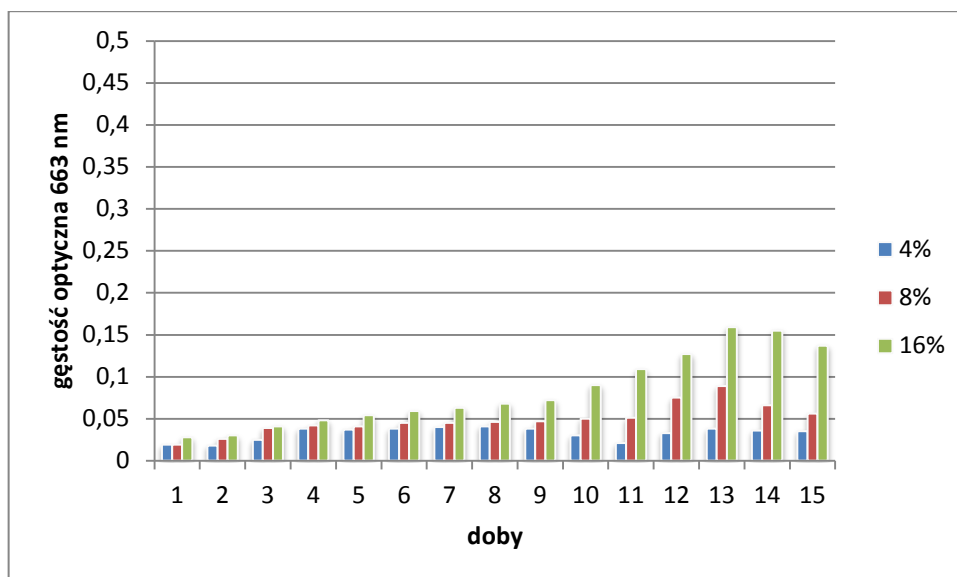


Rys.99. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Monoraphidium contortum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 70. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Monoraphidium contortum* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,087	0,132	0,255
2	0,085	0,124	0,264
3	0,074	0,117	0,238
4	0,063	0,097	0,218
5	0,055	0,083	0,180
6	0,055	0,072	0,111
7	0,042	0,055	0,065
8	0,040	0,044	0,060
9	0,033	0,046	0,050
10	0,031	0,040	0,042
11	0,022	0,027	0,031
12	0,011	0,022	0,029
13	0,020	0,024	0,029
14	0,018	0,020	0,029
15	0,020	0,018	0,033

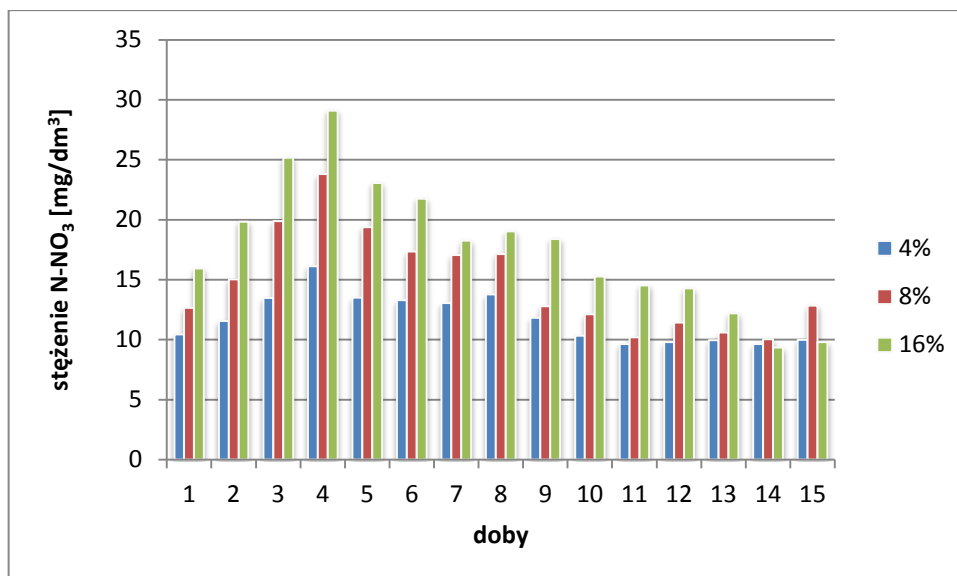
Muriella terrestris



Rys.100. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Muriella terrestris* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 71. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Muriella terrestris* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

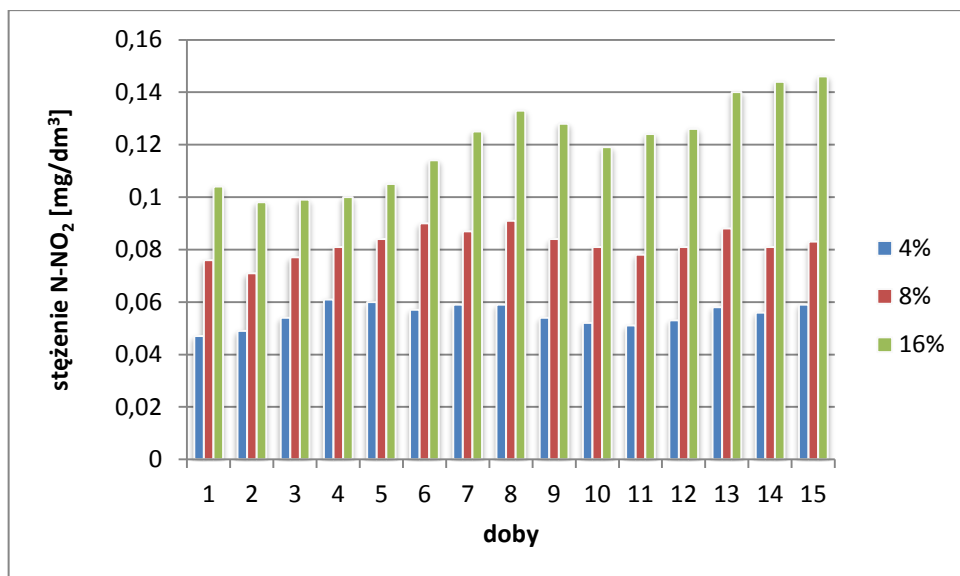
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,019	0,019	0,028
2	0,018	0,026	0,030
3	0,025	0,039	0,041
4	0,038	0,042	0,048
5	0,037	0,041	0,054
6	0,038	0,045	0,059
7	0,040	0,045	0,063
8	0,041	0,046	0,068
9	0,038	0,047	0,072
10	0,030	0,050	0,090
11	0,021	0,051	0,109
12	0,033	0,075	0,127
13	0,038	0,089	0,159
14	0,036	0,066	0,155
15	0,035	0,056	0,137



Rys.101. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Muriella terrestris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 72. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Muriella terrestris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

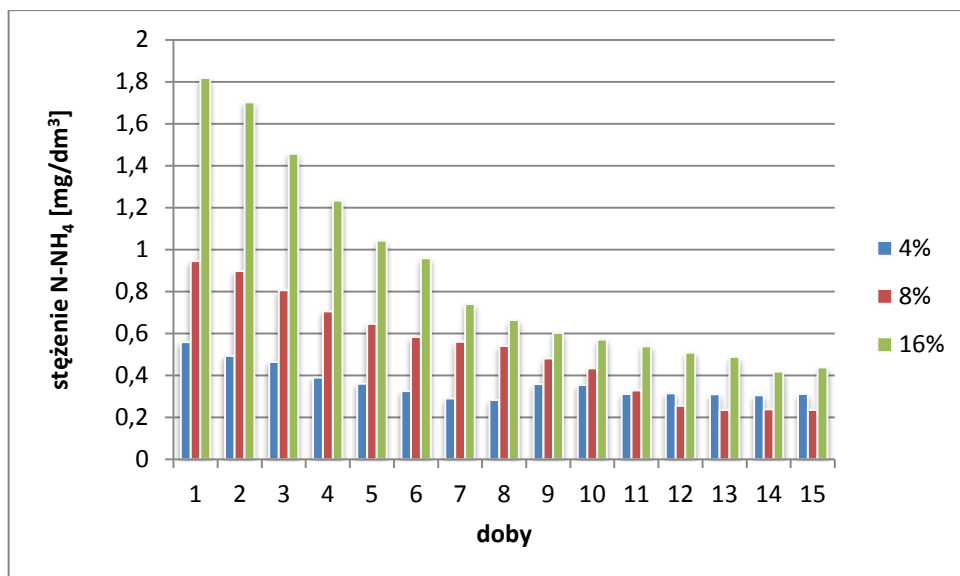
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	10,444	12,648	15,929
2	11,570	15,024	19,838
3	13,477	19,880	25,176
4	16,130	23,794	29,081
5	13,505	19,387	23,060
6	13,281	17,355	21,749
7	13,061	17,067	18,247
8	13,761	17,138	19,026
9	11,814	12,791	18,400
10	10,335	12,114	15,277
11	9,646	10,185	14,530
12	9,784	11,425	14,289
13	9,953	10,597	12,190
14	9,646	10,037	9,348
15	9,995	12,844	9,809



Rys.102. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Muriella terrestris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 73. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Muriella terrestris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

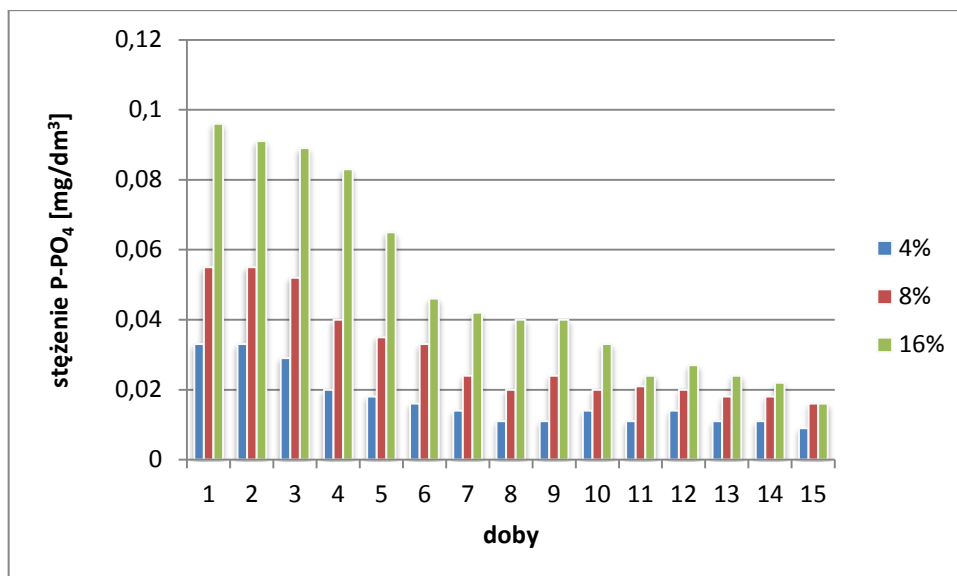
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,047	0,076	0,104
2	0,049	0,071	0,098
3	0,054	0,077	0,099
4	0,061	0,081	0,100
5	0,060	0,084	0,105
6	0,057	0,090	0,114
7	0,059	0,097	0,125
8	0,059	0,091	0,133
9	0,054	0,084	0,128
10	0,052	0,081	0,119
11	0,051	0,078	0,124
12	0,053	0,081	0,126
13	0,058	0,088	0,140
14	0,056	0,081	0,144
15	0,059	0,083	0,146



Rys.103. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Muriella terrestris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 74. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Muriella terrestris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,559	0,945	1,817
2	0,494	0,898	1,701
3	0,465	0,806	1,456
4	0,390	0,706	1,234
5	0,360	0,646	1,043
6	0,326	0,583	0,959
7	0,291	0,560	0,741
8	0,282	0,541	0,664
9	0,359	0,481	0,603
10	0,354	0,433	0,571
11	0,312	0,328	0,539
12	0,315	0,256	0,508
13	0,310	0,236	0,489
14	0,305	0,239	0,418
15	0,312	0,236	0,438

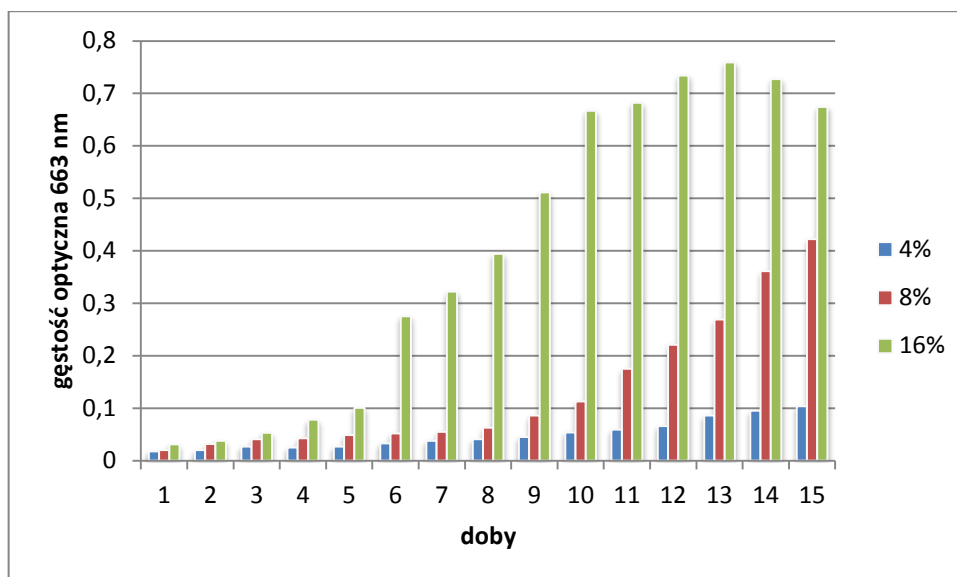


Rys.104. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Muriella terrestris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 75. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Muriella terrestris* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,033	0,055	0,096
2	0,033	0,055	0,091
3	0,029	0,052	0,089
4	0,020	0,040	0,083
5	0,018	0,035	0,065
6	0,016	0,033	0,046
7	0,014	0,024	0,042
8	0,011	0,020	0,040
9	0,011	0,024	0,040
10	0,014	0,020	0,033
11	0,011	0,021	0,024
12	0,014	0,020	0,027
13	0,011	0,018	0,024
14	0,011	0,018	0,022
15	0,009	0,016	0,016

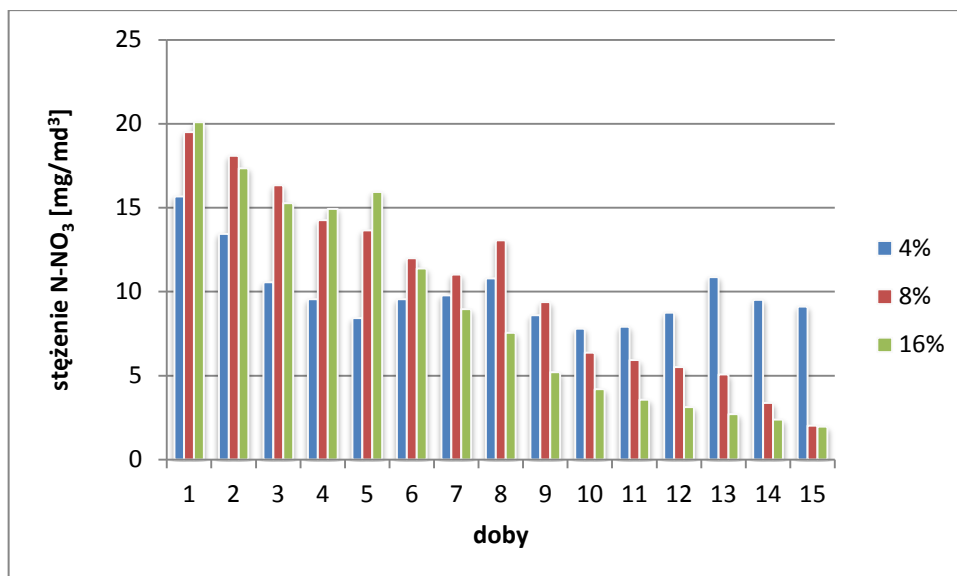
Scenedesmus acutus



Rys.105. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Scenedesmus acutus* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 76. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Scenedesmus acutus* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

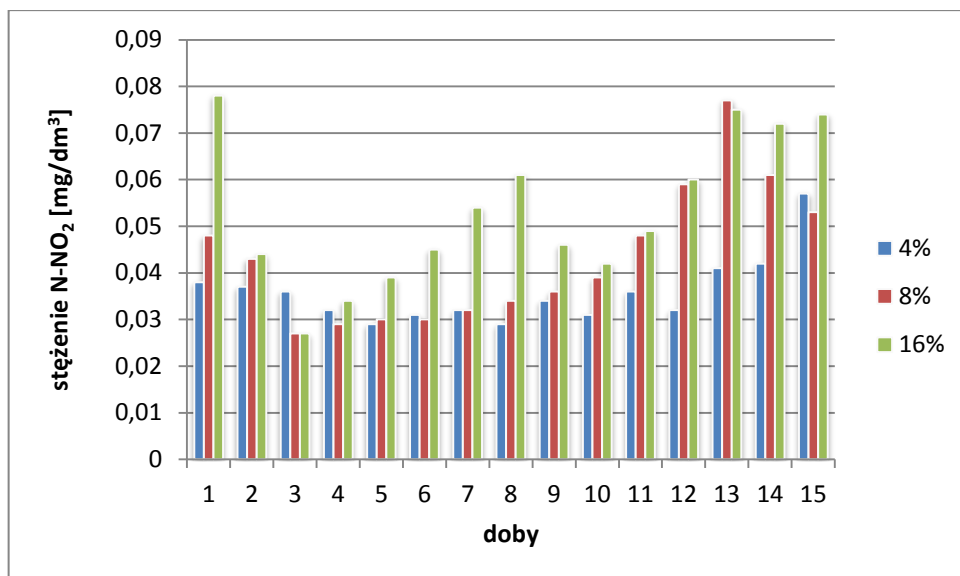
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,018	0,020	0,031
2	0,020	0,032	0,038
3	0,027	0,041	0,053
4	0,025	0,043	0,078
5	0,027	0,049	0,101
6	0,033	0,052	0,275
7	0,038	0,055	0,322
8	0,041	0,063	0,394
9	0,045	0,086	0,511
10	0,054	0,113	0,667
11	0,059	0,175	0,682
12	0,066	0,221	0,734
13	0,086	0,269	0,759
14	0,095	0,361	0,727
15	0,104	0,422	0,674



Rys.106. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus acutus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 77. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus acutus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

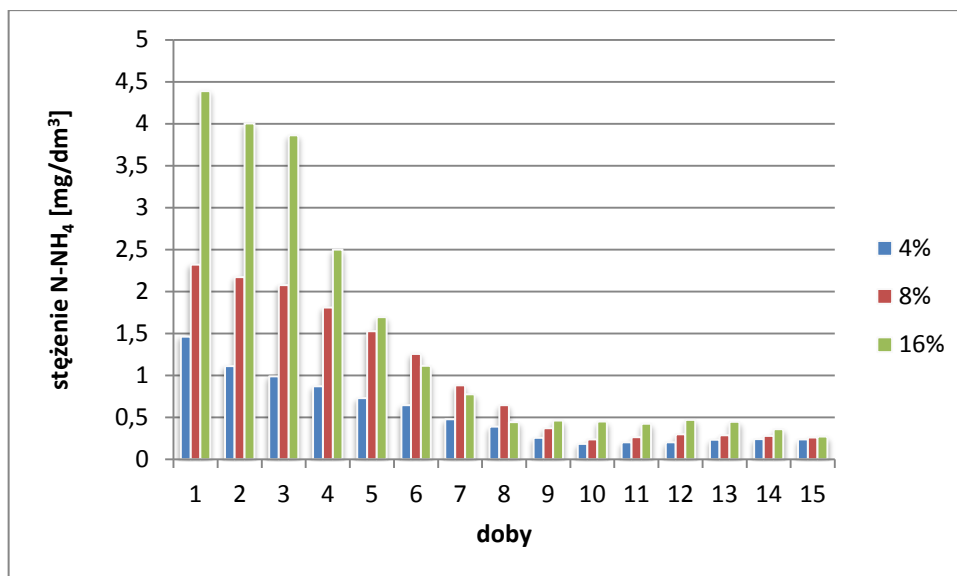
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	15,665	19,509	20,089
2	13,449	18,095	17,355
3	10,553	16,334	15,277
4	9,546	14,259	14,930
5	8,421	13,647	15,929
6	9,546	11,988	11,378
7	9,788	11,027	8,966
8	10,799	13,061	7,554
9	8,599	9,388	5,207
10	7,794	6,364	4,190
11	7,909	5,927	3,574
12	8,744	5,509	3,133
13	10,867	5,078	2,791
14	9,506	3,378	2,393
15	9,117	2,025	1,962



Rys.107. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus acutus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 78. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus acutus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

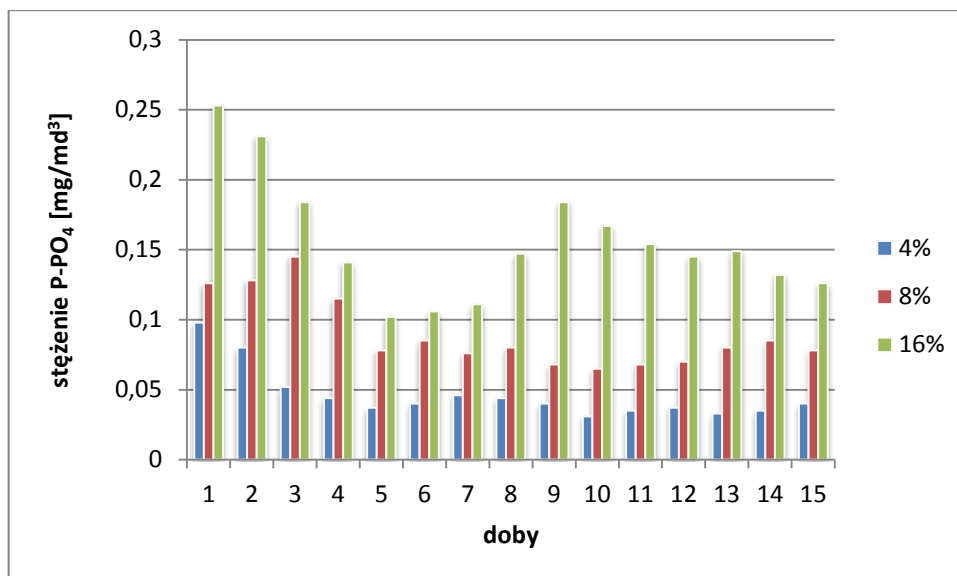
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,038	0,048	0,078
2	0,037	0,043	0,044
3	0,036	0,027	0,027
4	0,032	0,029	0,034
5	0,029	0,030	0,039
6	0,031	0,030	0,045
7	0,032	0,032	0,054
8	0,029	0,034	0,061
9	0,034	0,036	0,046
10	0,031	0,039	0,042
11	0,036	0,048	0,049
12	0,032	0,059	0,060
13	0,041	0,077	0,075
14	0,042	0,061	0,072
15	0,057	0,053	0,074



Rys.108. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus acutus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 79. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus acutus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	1,463	2,320	4,389
2	1,117	2,171	4,002
3	0,989	2,075	3,861
4	0,871	1,810	2,498
5	0,728	1,528	1,696
6	0,646	1,257	1,115
7	0,476	0,882	0,755
8	0,390	0,646	0,446
9	0,258	0,370	0,464
10	0,185	0,239	0,450
11	0,202	0,263	0,426
12	0,202	0,299	0,470
13	0,233	0,289	0,447
14	0,242	0,280	0,360
15	0,236	0,259	0,270

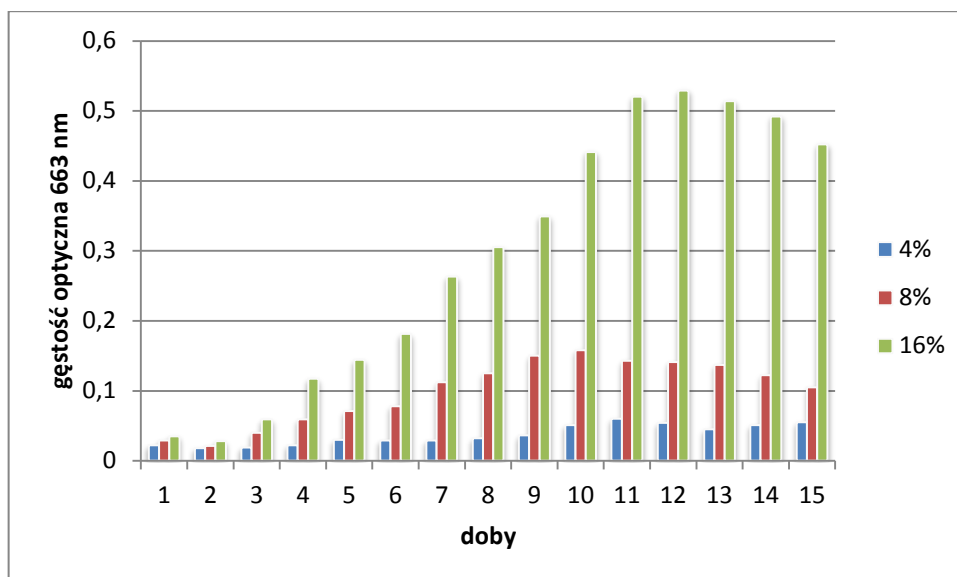


Rys.109. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus acutus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 80. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus acutus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,098	0,126	0,253
2	0,080	0,128	0,231
3	0,052	0,145	0,184
4	0,044	0,115	0,141
5	0,037	0,078	0,102
6	0,040	0,085	0,106
7	0,0465	0,076	0,111
8	0,044	0,080	0,147
9	0,040	0,068	0,184
10	0,031	0,065	0,167
11	0,035	0,068	0,154
12	0,037	0,070	0,145
13	0,033	0,080	0,149
14	0,035	0,085	0,132
15	0,040	0,078	0,126

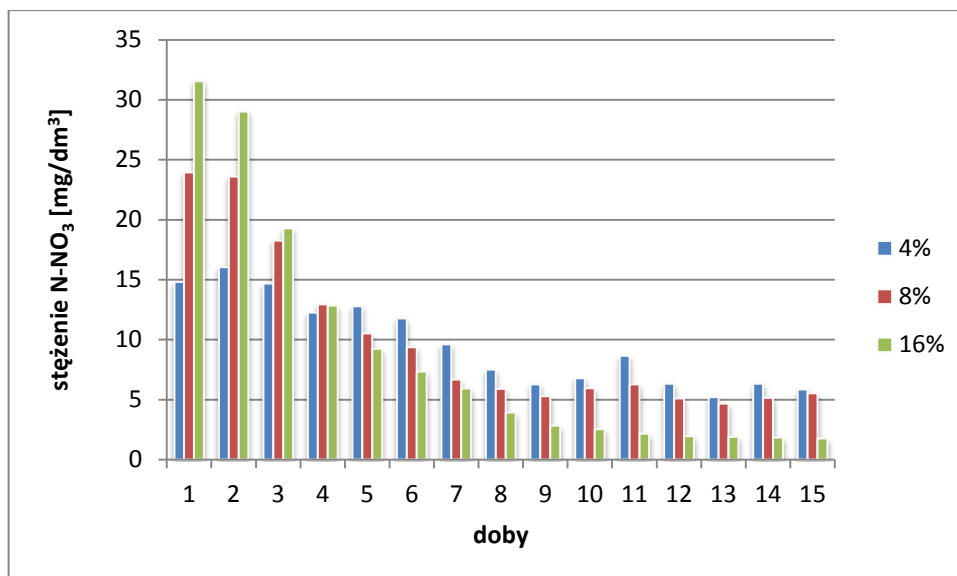
Scenedesmus bifidus



Rys.110. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Scenedesmus bifidus* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 81. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Scenedesmus bifidus* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

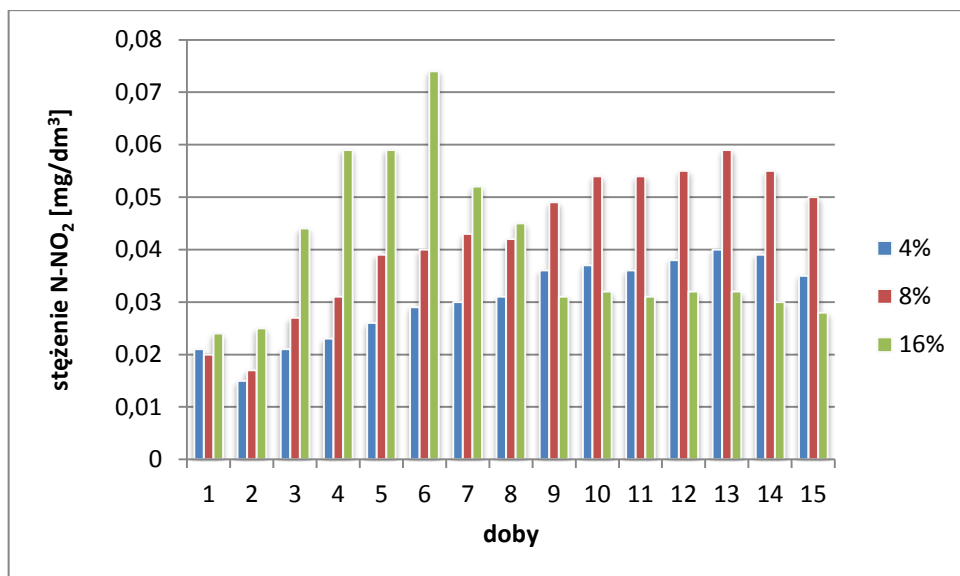
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,022	0,029	0,035
2	0,018	0,021	0,028
3	0,019	0,040	0,059
4	0,022	0,059	0,117
5	0,030	0,071	0,144
6	0,029	0,078	0,181
7	0,029	0,112	0,263
8	0,032	0,125	0,305
9	0,036	0,150	0,349
10	0,051	0,158	0,441
11	0,060	0,143	0,520
12	0,054	0,141	0,529
13	0,045	0,137	0,514
14	0,051	0,122	0,492
15	0,055	0,105	0,452



Rys.111. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus bifidus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 82. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus bifidus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

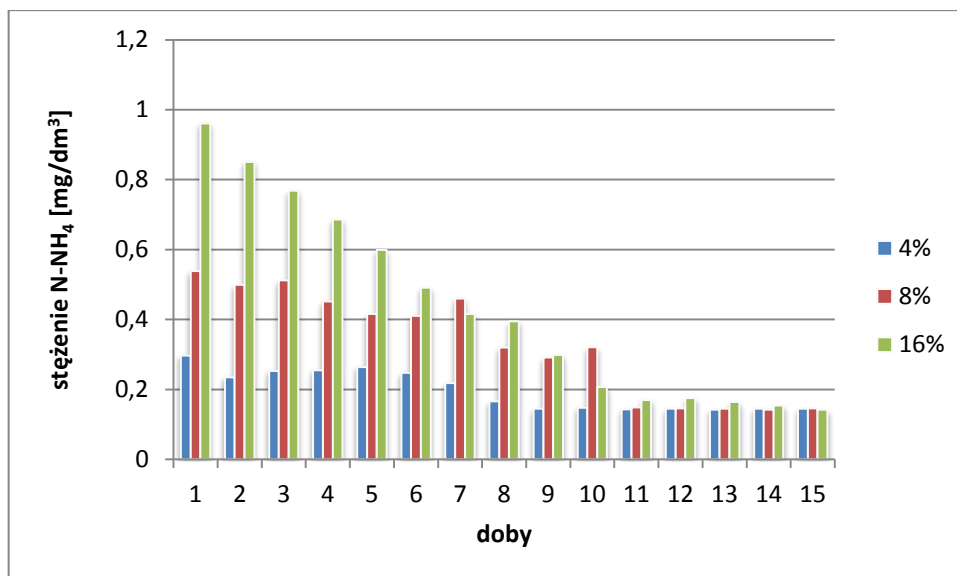
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	14,806	23,944	31,551
2	16,030	23,596	29,020
3	14,682	18,247	19,266
4	12,241	12,952	12,844
5	12,791	10,509	9,232
6	11,765	9,368	7,351
7	9,606	6,663	5,927
8	7,491	5,903	3,935
9	6,285	5,284	2,828
10	6,776	5,965	2,532
11	8,653	6,272	2,165
12	6,324	5,110	1,946
13	5,207	4,681	1,898
14	6,337	5,142	1,839
15	5,854	5,532	1,767



Rys.112. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus bifidus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 83. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus bifidus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

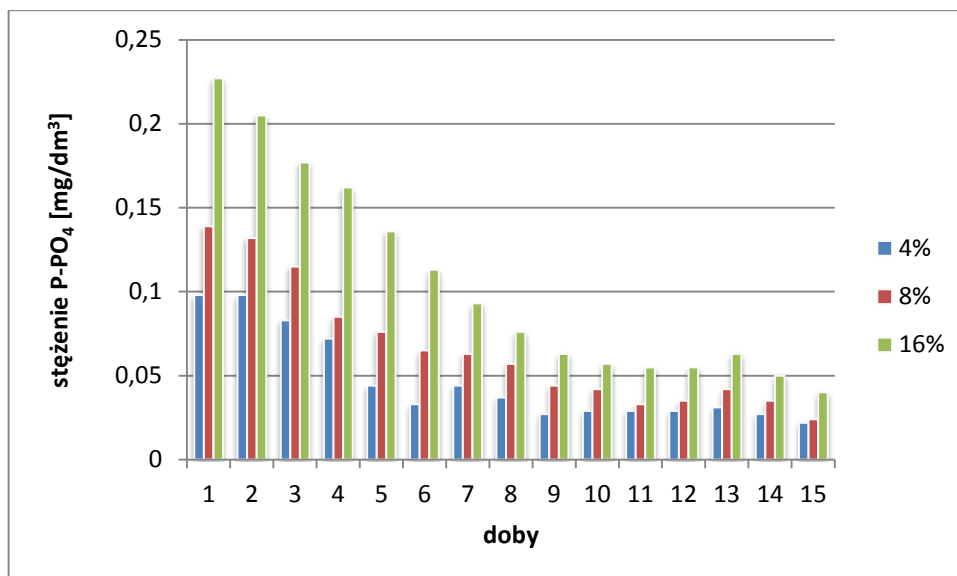
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,021	0,020	0,024
2	0,015	0,017	0,025
3	0,021	0,027	0,044
4	0,023	0,031	0,059
5	0,026	0,039	0,059
6	0,029	0,040	0,074
7	0,030	0,043	0,052
8	0,031	0,042	0,045
9	0,036	0,049	0,031
10	0,037	0,054	0,032
11	0,036	0,054	0,031
12	0,038	0,055	0,032
13	0,040	0,059	0,032
14	0,039	0,055	0,030
15	0,035	0,050	0,028



Rys.113. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus bifidus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 84. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus bifidus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,297	0,539	0,961
2	0,235	0,499	0,851
3	0,253	0,512	0,768
4	0,255	0,452	0,686
5	0,264	0,416	0,599
6	0,247	0,410	0,491
7	0,218	0,460	0,416
8	0,166	0,320	0,395
9	0,145	0,291	0,299
10	0,148	0,321	0,207
11	0,143	0,149	0,170
12	0,145	0,146	0,175
13	0,142	0,145	0,164
14	0,145	0,142	0,154
15	0,145	0,146	0,142

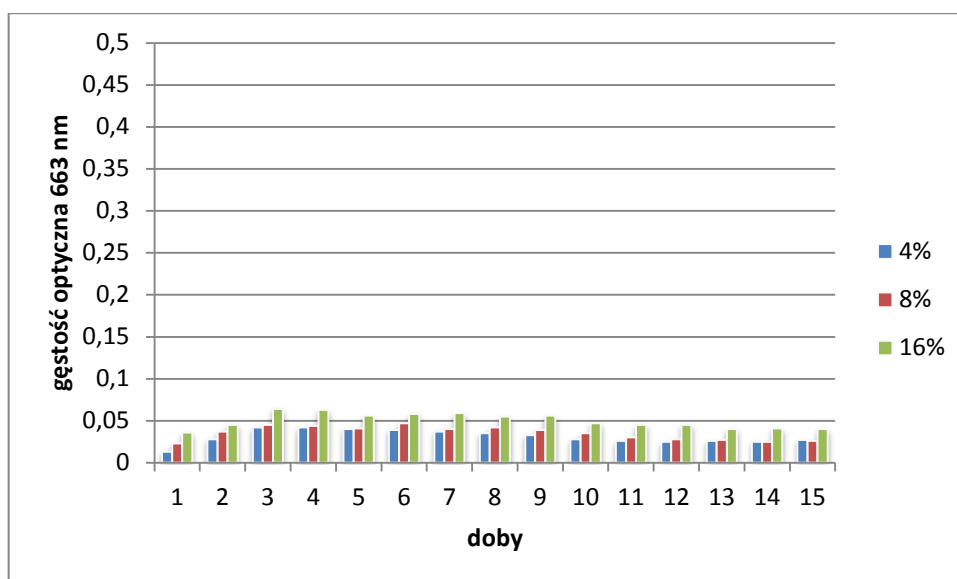


Rys.114. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus bifidus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 85. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Scenedesmus bifidus* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,098	0,139	0,227
2	0,098	0,132	0,205
3	0,083	0,115	0,177
4	0,072	0,085	0,162
5	0,044	0,076	0,136
6	0,033	0,065	0,133
7	0,044	0,063	0,093
8	0,037	0,057	0,076
9	0,027	0,044	0,063
10	0,029	0,042	0,057
11	0,029	0,033	0,055
12	0,029	0,035	0,055
13	0,031	0,042	0,063
14	0,027	0,035	0,050
15	0,022	0,024	0,040

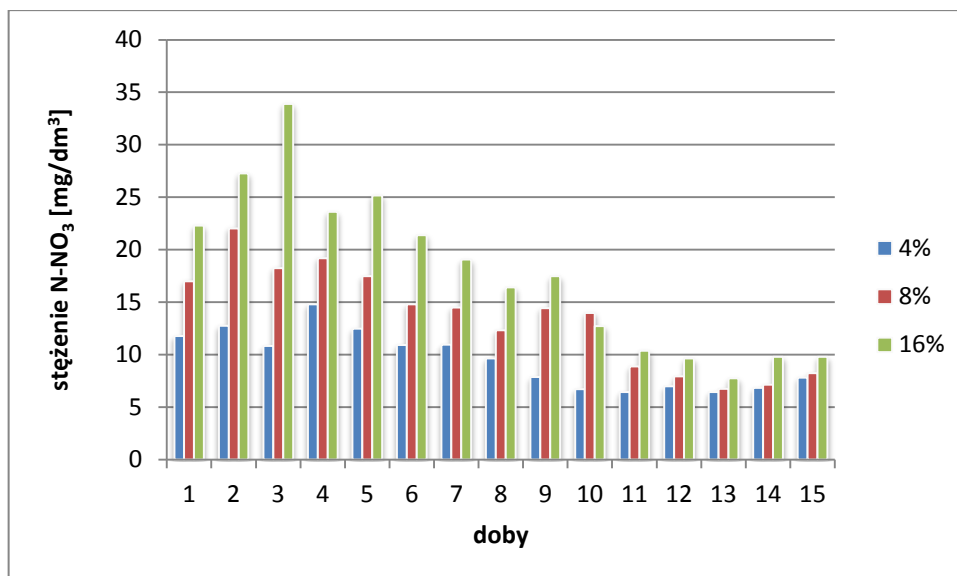
Arthrospira platensis



Rys.115. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Arthrospira platensis* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 86. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Arthrospira platensis* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

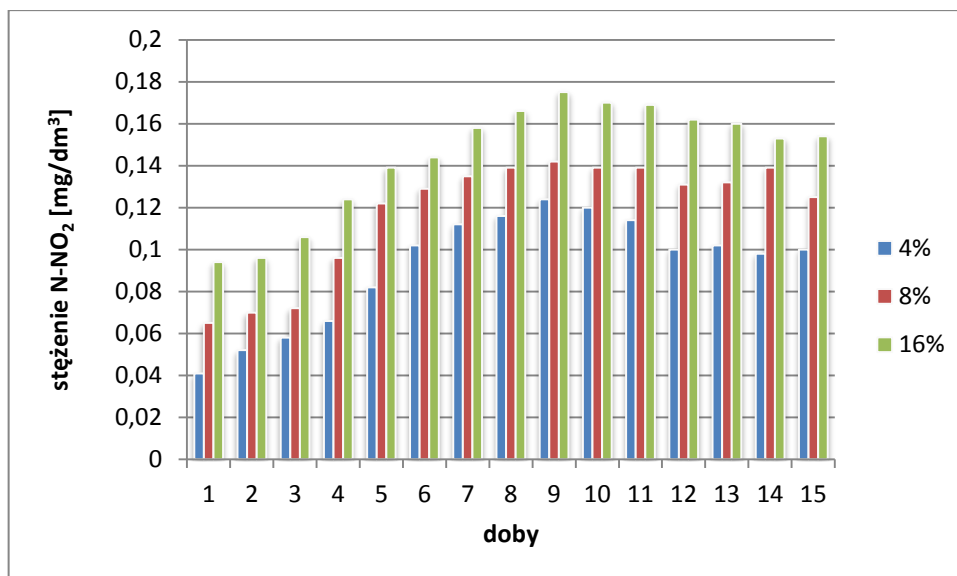
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,013	0,023	0,036
2	0,028	0,037	0,045
3	0,042	0,045	0,064
4	0,042	0,044	0,063
5	0,040	0,041	0,056
6	0,039	0,047	0,058
7	0,037	0,040	0,059
8	0,035	0,042	0,055
9	0,033	0,039	0,056
10	0,028	0,025	0,047
11	0,026	0,030	0,045
12	0,025	0,028	0,045
13	0,026	0,027	0,040
14	0,025	0,025	0,041
15	0,026	0,026	0,040



Rys.116. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Arthrospira platensis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 87. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Arthrospira platensis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

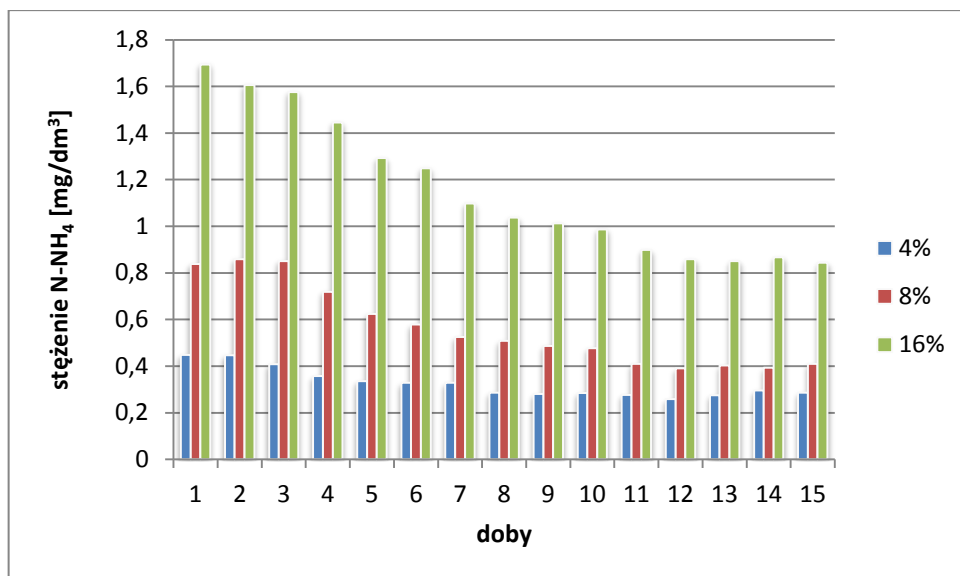
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	11,756	16,996	22,302
2	12,737	22,024	27,257
3	10,821	18,247	33,874
4	14,806	19,186	23,596
5	12,473	17,464	25,176
6	10,935	14,806	21,389
7	10,958	14,500	19,066
8	9,626	12,318	16,402
9	7,860	14,439	17,464
10	6,706	13,964	12,711
11	6,444	8,891	10,378
12	6,977	7,942	9,626
13	6,444	6,733	7,746
14	6,822	7,154	9,784
15	7,811	8,247	9,784



Rys.117. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Arthrospira platensis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 88. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Arthrospira platensis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

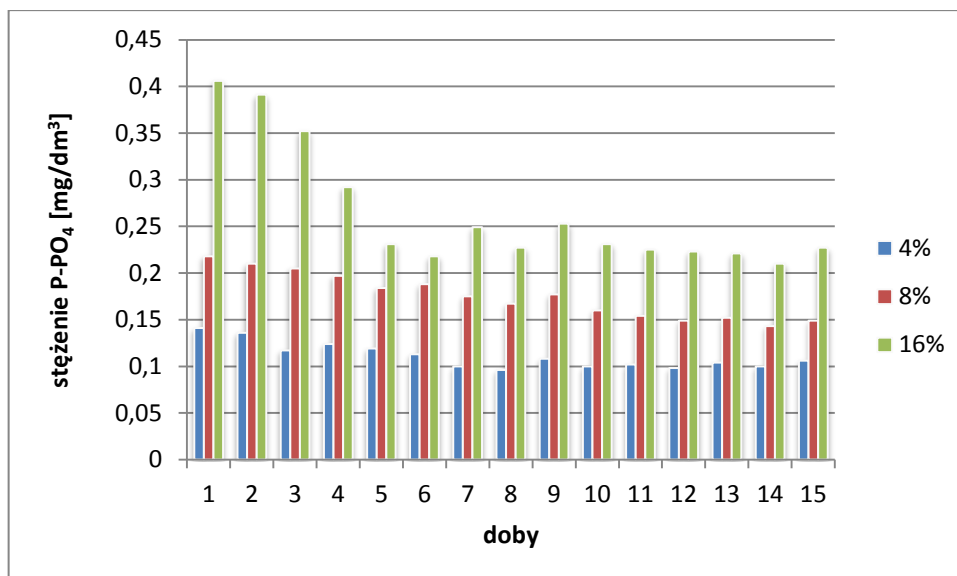
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,041	0,065	0,094
2	0,052	0,070	0,096
3	0,058	0,072	0,106
4	0,066	0,096	0,124
5	0,082	0,122	0,139
6	0,102	0,129	0,144
7	0,112	0,135	0,158
8	0,116	0,139	0,166
9	0,124	0,124	0,175
10	0,120	0,139	0,170
11	0,114	0,139	0,169
12	0,100	0,131	0,162
13	0,102	0,132	0,160
14	0,098	0,139	0,153
15	0,100	0,125	0,154



Rys.118. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Arthrospira platensis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 89. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Arthrospira platensis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,448	0,838	1,694
2	0,447	0,859	1,606
3	0,408	0,851	0,576
4	0,357	0,719	1,445
5	0,336	0,624	1,292
6	0,328	0,578	1,249
7	0,228	0,525	1,098
8	0,286	0,508	1,037
9	0,280	0,487	1,013
10	0,285	0,477	0,987
11	0,277	0,410	0,898
12	0,258	0,390	0,859
13	0,275	0,403	0,851
14	0,296	0,393	0,867
15	0,286	0,410	0,844

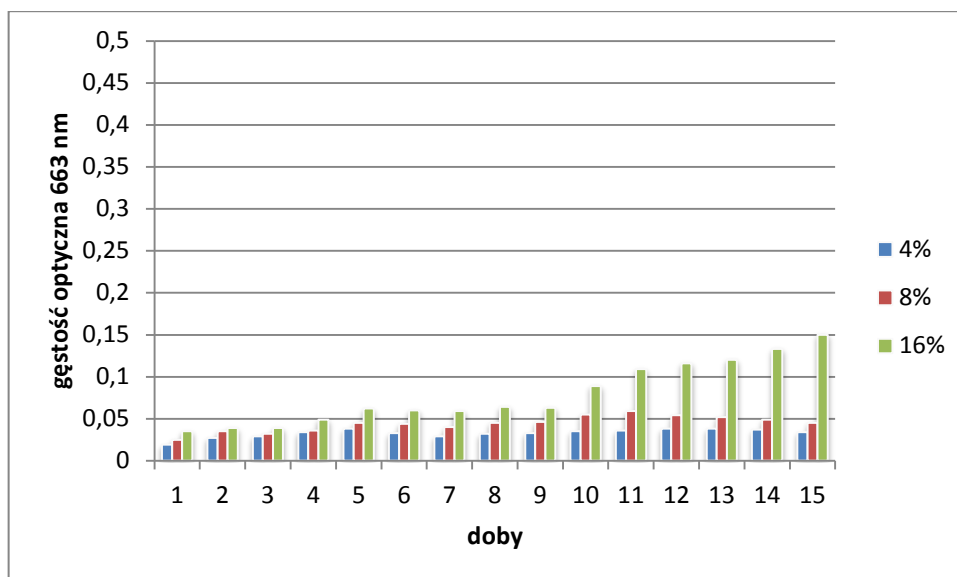


Rys.119. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Arthrospira platensis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 90. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Arthrospira platensis* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,141	0,218	0,406
2	0,136	0,210	0,391
3	0,117	0,205	0,352
4	0,124	0,197	0,292
5	0,119	0,184	0,231
6	0,113	0,188	0,218
7	0,100	0,175	0,249
8	0,096	0,167	0,227
9	0,108	0,177	0,253
10	0,100	0,160	0,231
11	0,102	0,154	0,225
12	0,098	0,149	0,223
13	0,104	0,152	0,221
14	0,100	0,143	0,210
15	0,106	0,149	0,227

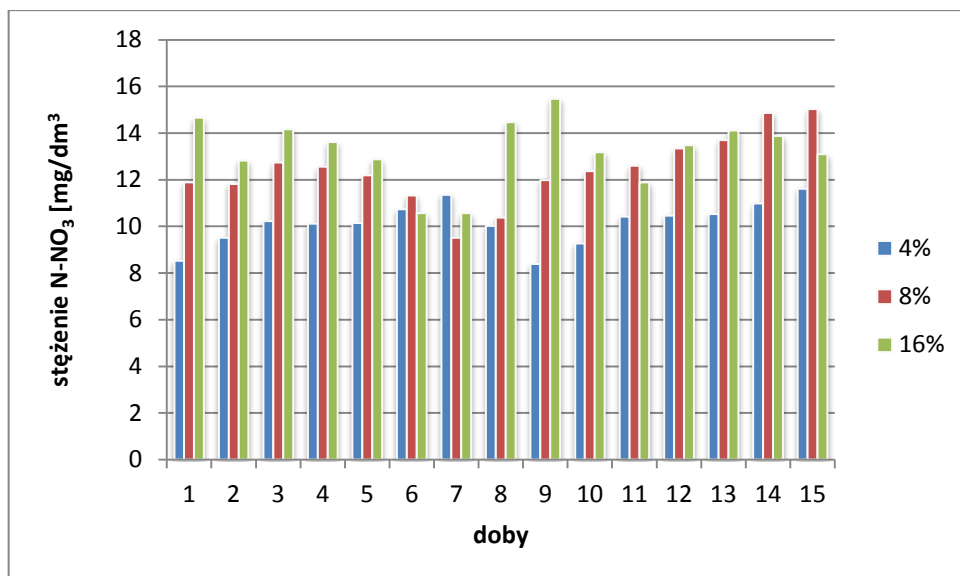
Oscillatoria lutea



Rys.120. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Oscillatoria lutea* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 91. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Oscillatoria lutea* w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

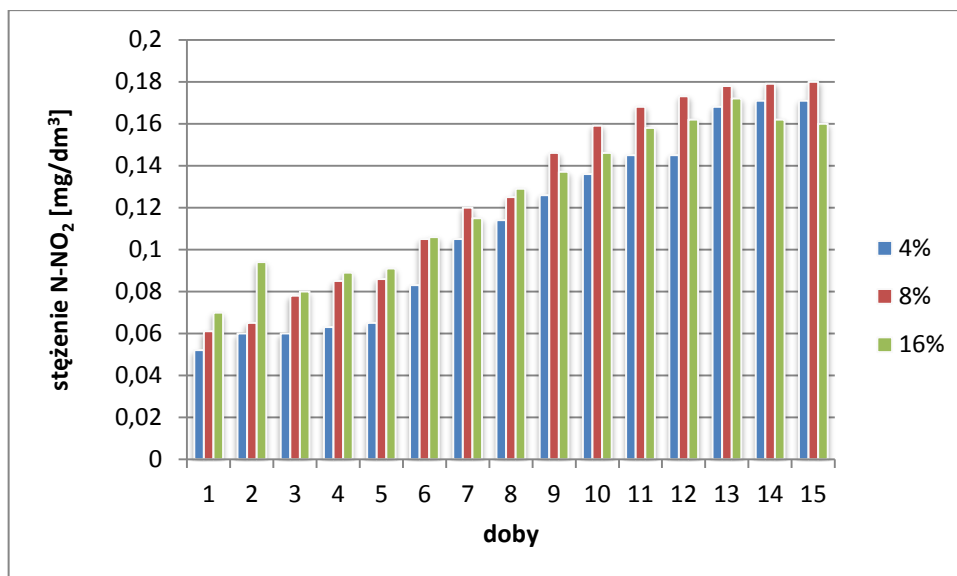
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,019	0,025	0,035
2	0,027	0,035	0,039
3	0,029	0,032	0,039
4	0,034	0,036	0,049
5	0,038	0,045	0,062
6	0,033	0,044	0,060
7	0,029	0,040	0,059
8	0,032	0,045	0,064
9	0,033	0,046	0,063
10	0,035	0,055	0,089
11	0,036	0,059	0,109
12	0,038	0,054	0,116
13	0,038	0,052	0,120
14	0,037	0,049	0,133
15	0,034	0,045	0,150



Rys.121. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Oscillatoria lutea* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 92. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Oscillatoria lutea* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

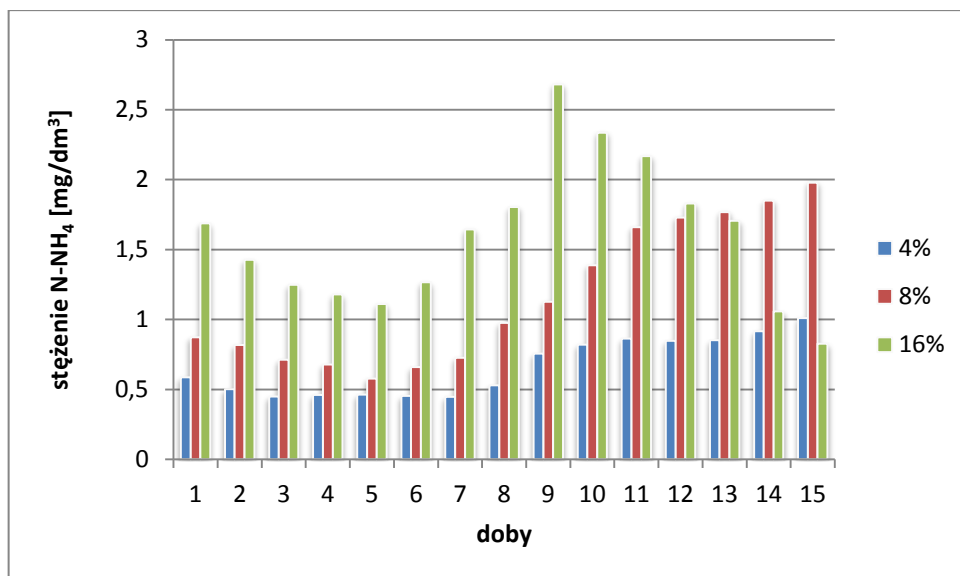
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	8,527	11,888	14,652
2	9,506	11,814	12,817
3	10,228	12,737	14,170
4	10,121	12,552	13,618
5	10,142	12,190	12,871
6	10,731	11,330	10,575
7	11,354	9,506	10,575
8	10,016	10,378	14,469
9	8,386	11,988	15,470
10	9,271	12,370	13,170
11	10,422	12,605	11,888
12	10,456	13,337	13,477
13	10,531	13,704	14,111
14	10,981	14,868	13,877
15	11,618	15,024	13,088



Rys.122. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Oscillatoria lutea* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 93. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Oscillatoria lutea* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

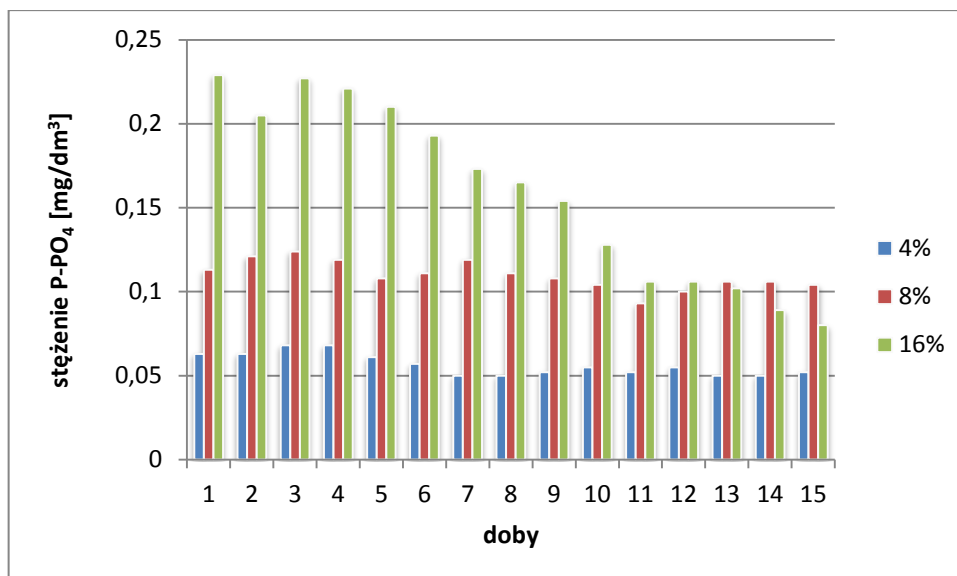
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,052	0,061	0,070
2	0,060	0,065	0,094
3	0,060	0,078	0,080
4	0,063	0,085	0,089
5	0,065	0,086	0,091
6	0,083	0,105	0,106
7	0,105	0,120	0,115
8	0,114	0,125	0,129
9	0,126	0,146	0,137
10	0,136	0,159	0,146
11	0,145	0,168	0,158
12	0,145	0,173	0,162
13	0,168	0,178	0,172
14	0,171	0,179	0,162
15	0,171	0,180	0,160



Rys.123. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Oscillatoria lutea* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 94. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Oscillatoria lutea* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,587	0,873	1,687
2	0,503	0,817	1,427
3	0,450	0,712	1,249
4	0,460	0,679	1,179
5	0,462	0,578	1,111
6	0,453	0,659	1,266
7	0,448	0,727	1,645
8	0,529	0,975	1,805
9	0,756	1,127	2,680
10	0,821	1,388	2,336
11	0,863	1,659	2,168
12	0,847	1,729	1,829
13	0,851	1,767	1,706
14	0,915	1,849	1,057
15	1,011	1,978	0,828

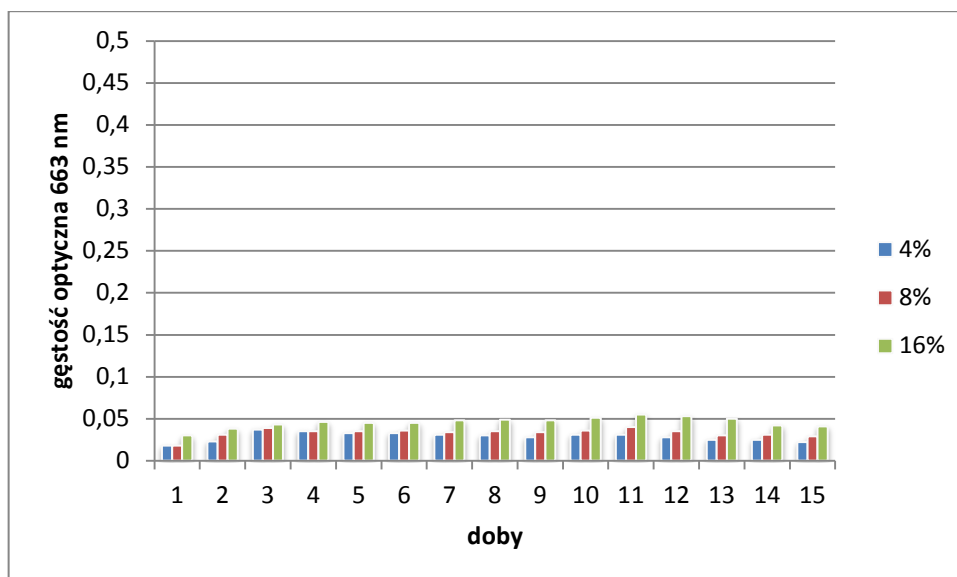


Rys.124. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Oscillatoria lutea* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 95. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Oscillatoria lutea* w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,063	0,133	0,229
2	0,063	0,121	0,205
3	0,068	0,124	0,227
4	0,068	0,119	0,221
5	0,061	0,108	0,210
6	0,057	0,111	0,193
7	0,050	0,119	0,173
8	0,050	0,111	0,165
9	0,052	0,108	0,154
10	0,055	0,104	0,128
11	0,052	0,093	0,106
12	0,055	0,100	0,106
13	0,050	0,106	0,102
14	0,050	0,106	0,089
15	0,052	0,104	0,080

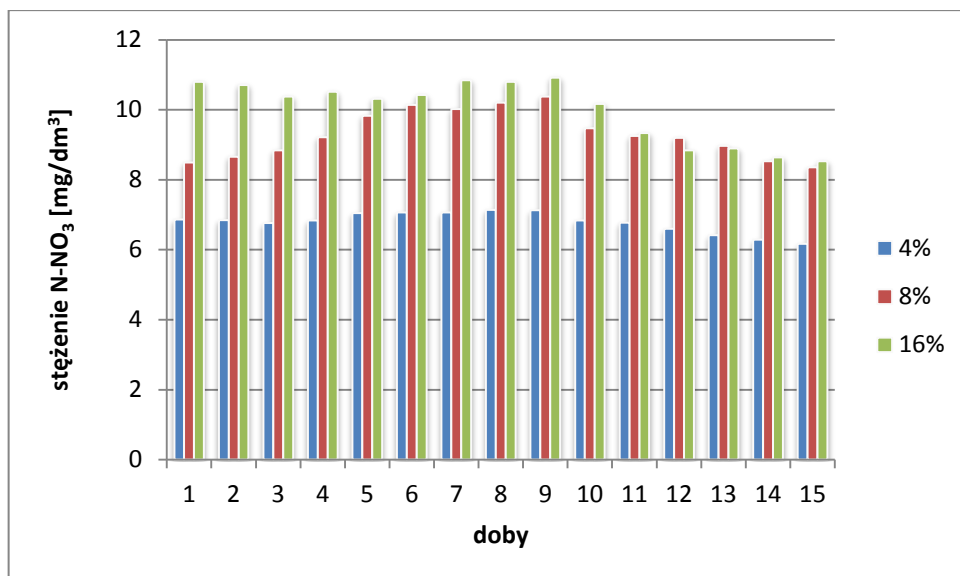
***Phormidium* sp.**



Rys.125. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Phormidium* sp. w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 96. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Phormidium* sp. w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

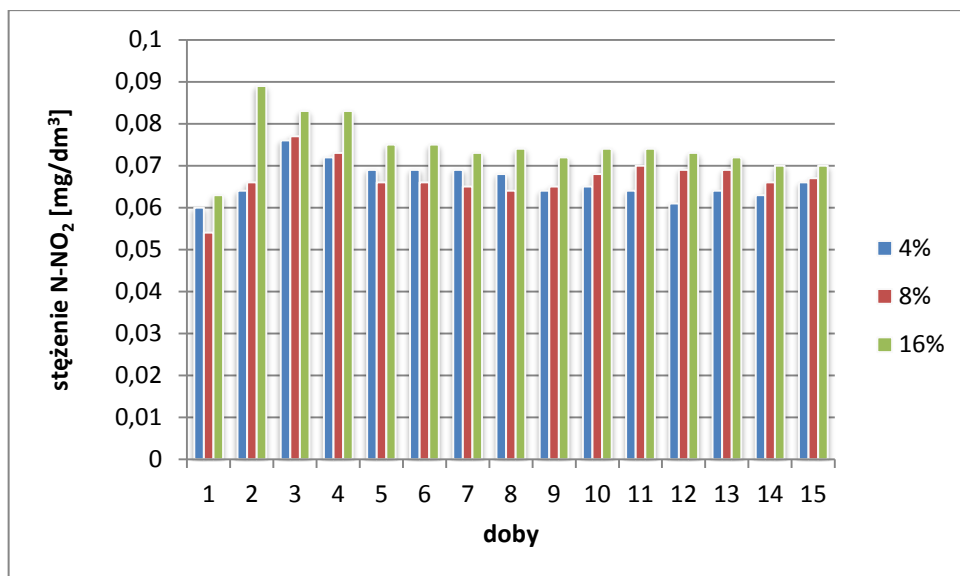
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,018	0,018	0,030
2	0,023	0,031	0,038
3	0,037	0,039	0,043
4	0,035	0,035	0,46
5	0,033	0,035	0,045
6	0,033	0,036	0,045
7	0,031	0,034	0,048
8	0,030	0,035	0,049
9	0,028	0,034	0,048
10	0,031	0,036	0,051
11	0,031	0,040	0,055
12	0,028	0,035	0,053
13	0,025	0,030	0,050
14	0,025	0,031	0,042
15	0,022	0,029	0,041



Rys.126. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Phormidium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 97. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Phormidium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

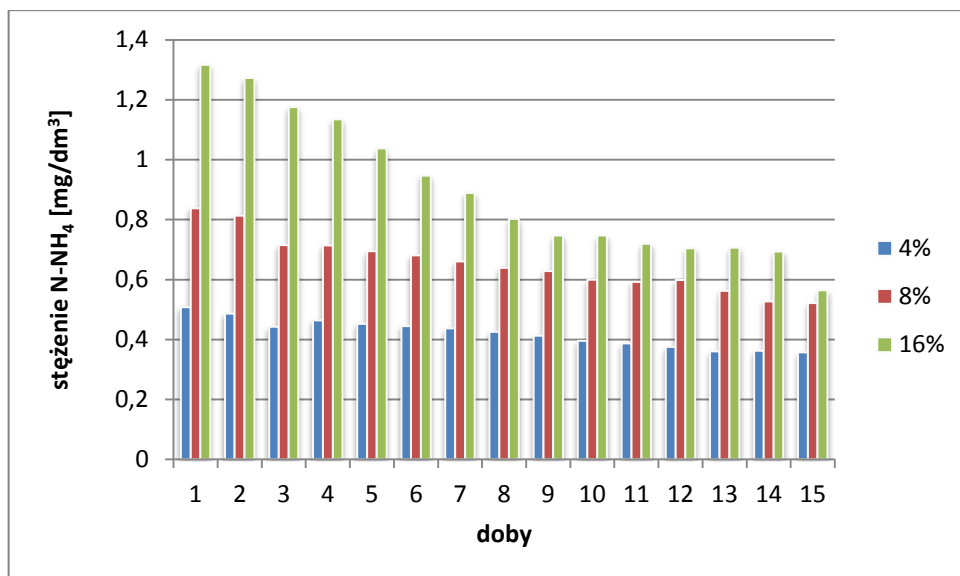
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	6,861	8,492	10,799
2	6,847	8,653	10,709
3	6,762	8,836	10,378
4	6,833	9,213	10,509
5	7,050	9,829	10,313
6	7,065	10,142	10,422
7	7,065	10,016	10,844
8	7,139	10,206	10,799
9	7,124	10,378	10,912
10	6,833	9,466	10,164
11	6,776	9,251	9,329
12	6,594	9,193	8,836
13	6,417	8,966	8,891
14	6,285	8,527	8,635
15	6,168	8,351	8,527



Rys.127. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Phormidium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 98. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Phormidium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

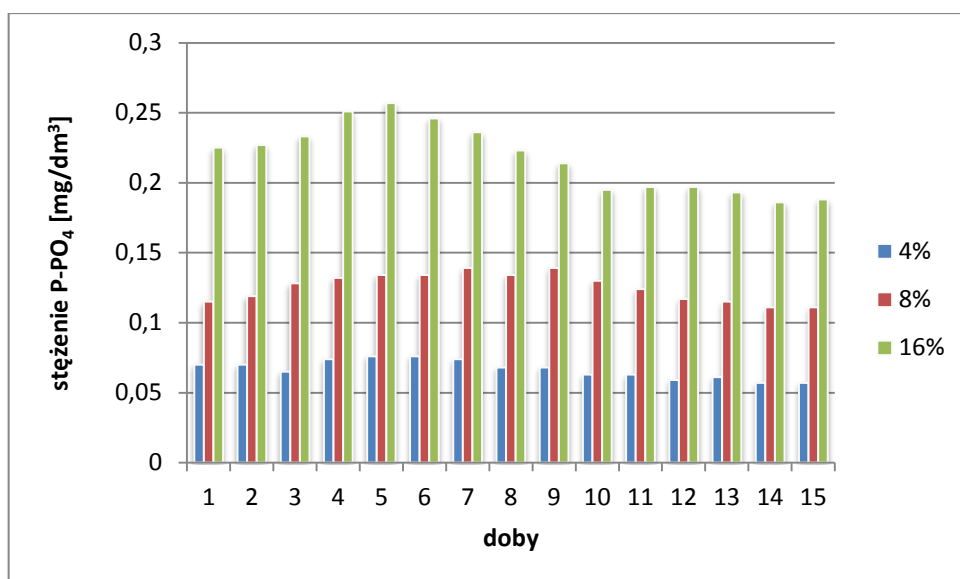
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,060	0,054	0,063
2	0,064	0,066	0,089
3	0,076	0,077	0,083
4	0,072	0,073	0,083
5	0,069	0,066	0,075
6	0,069	0,066	0,075
7	0,069	0,065	0,073
8	0,068	0,064	0,074
9	0,064	0,065	0,072
10	0,065	0,068	0,074
11	0,064	0,070	0,074
12	0,061	0,069	0,073
13	0,064	0,069	0,072
14	0,063	0,066	0,070
15	0,066	0,067	0,070



Rys.128. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Phormidium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 99. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Phormidium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,508	0,838	1,316
2	0,486	0,813	1,272
3	0,442	0,715	1,175
4	0,464	0,714	1,135
5	0,452	0,685	1,037
6	0,445	0,681	0,947
7	0,437	0,660	0,889
8	0,425	0,639	0,802
9	0,403	0,628	0,747
10	0,395	0,599	0,747
11	0,385	0,592	0,719
12	0,375	0,598	0,704
13	0,360	0,562	0,706
14	0,362	0,527	0,693
15	0,357	0,522	0,564

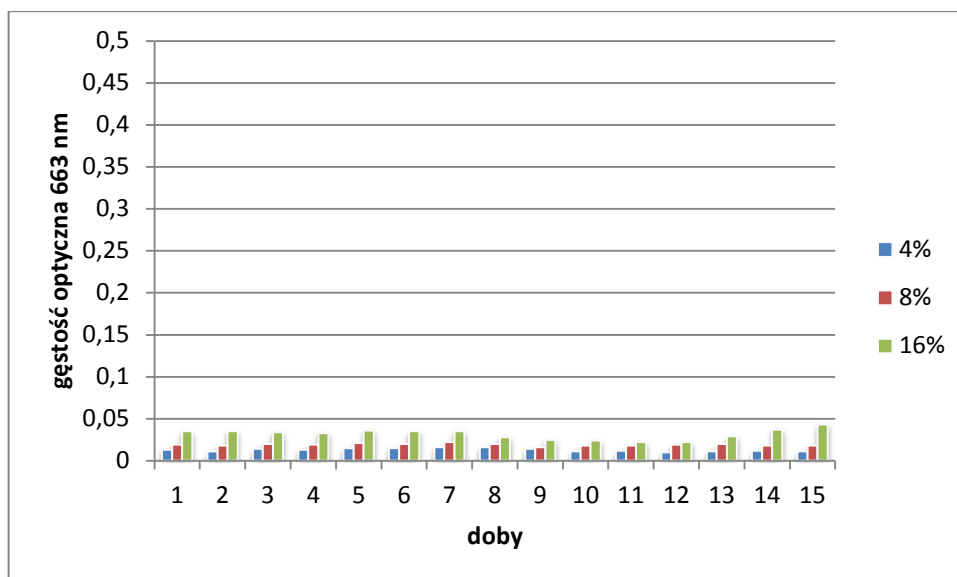


Rys.129. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Phormidium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 100. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Phormidium* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,070	0,115	0,225
2	0,070	0,119	0,227
3	0,065	0,128	0,233
4	0,074	0,132	0,251
5	0,076	0,134	0,257
6	0,076	0,134	0,246
7	0,074	0,139	0,236
8	0,068	0,134	0,223
9	0,068	0,139	0,214
10	0,063	0,130	0,195
11	0,063	0,124	0,197
12	0,059	0,117	0,197
13	0,061	0,115	0,193
14	0,057	0,111	0,186
15	0,057	0,111	0,188

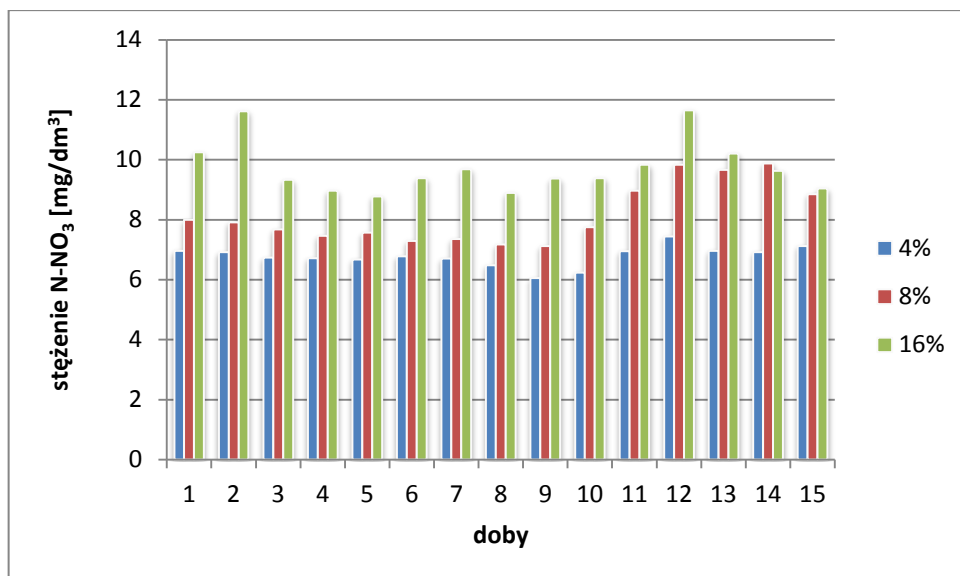
***Pseudanabaena* sp.**



Rys.130. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Pseudanabaena* sp. w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

Tabela 101. Przyrost biomasy na podstawie zmian gęstości optycznej zawiesiny komórek *Pseudanabaena* sp. w poszczególnych roztworach hodowlanych w trakcie eksperymentu

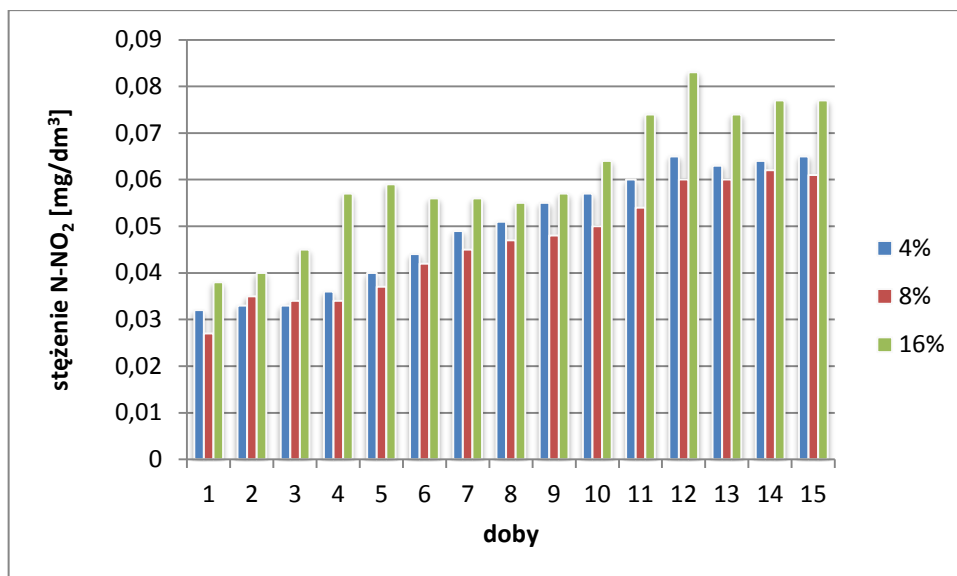
Doba badań	Zmiany gęstości optycznej dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,013	0,019	0,035
2	0,011	0,018	0,035
3	0,014	0,020	0,034
4	0,013	0,019	0,033
5	0,015	0,021	0,036
6	0,015	0,020	0,035
7	0,016	0,022	0,035
8	0,016	0,020	0,028
9	0,014	0,016	0,025
10	0,011	0,018	0,024
11	0,012	0,018	0,022
12	0,010	0,019	0,022
13	0,011	0,020	0,029
14	0,012	0,018	0,037
15	0,011	0,018	0,043



Rys.131. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Pseudanabaena* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

Tabela 102. Zmiany stężenia jonów azotanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Pseudanabaena* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₃

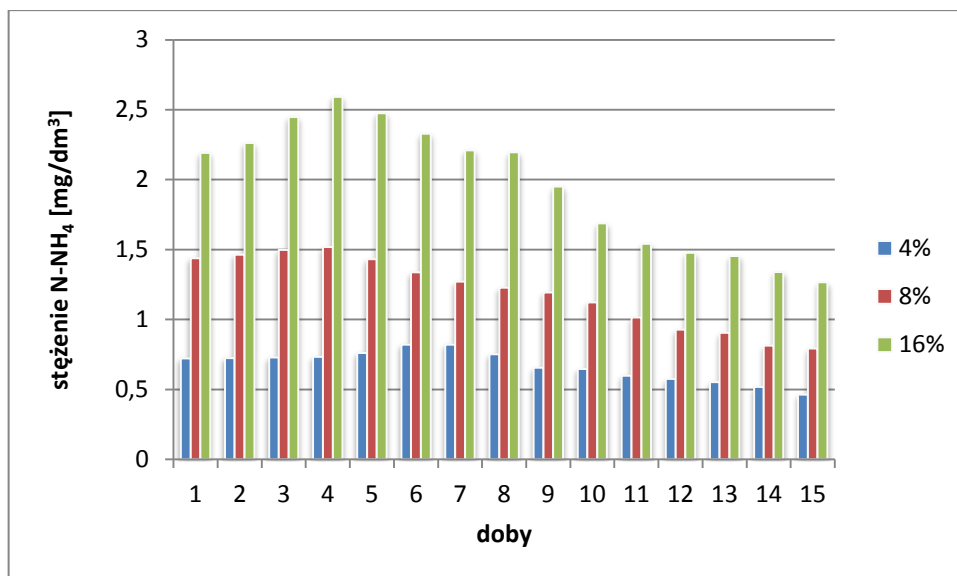
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₃ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	6,962	7,992	10,249
2	6,919	7,909	11,618
3	6,733	7,681	9,329
4	6,719	7,460	8,966
5	6,677	7,569	8,780
6	6,776	7,290	9,388
7	6,705	7,351	9,687
8	6,485	7,169	8,891
9	6,053	7,124	9,368
10	6,232	7,746	9,388
11	6,948	8,966	9,829
12	7,444	9,829	11,643
13	6,962	9,666	10,206
14	6,919	9,871	9,626
15	7,124	8,854	9,041



Rys.132. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Pseudanabaena* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

Tabela 103. Zmiany stężenia jonów azotanowych III w poszczególnych roztworach hodowlanych *Pseudanabaena* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NO₂

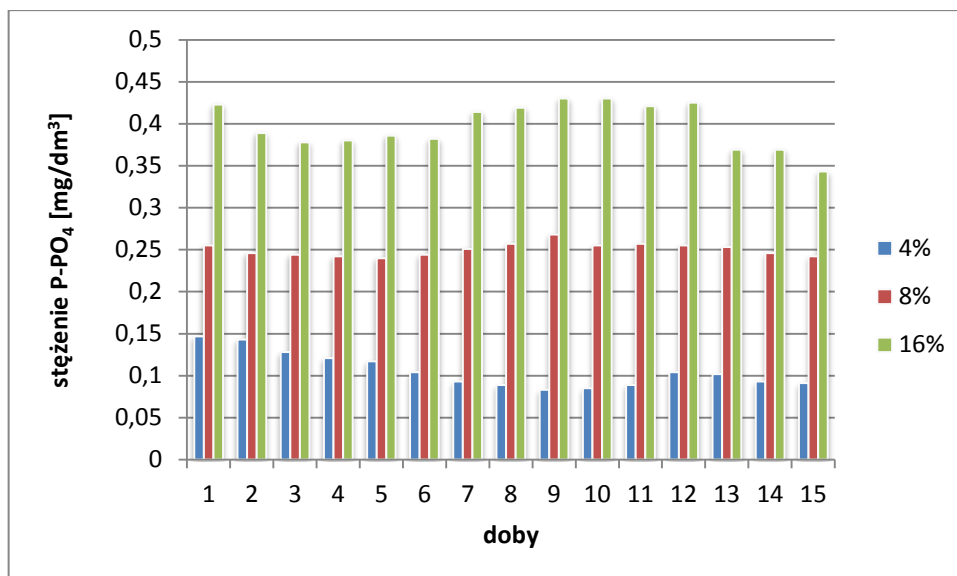
Doba badań	Zmiany stężenia N-NO ₂ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,032	0,027	0,038
2	0,033	0,035	0,040
3	0,33	0,034	0,045
4	0,036	0,034	0,057
5	0,040	0,027	0,059
6	0,044	0,042	0,056
7	0,049	0,045	0,056
8	0,051	0,047	0,055
9	0,055	0,048	0,057
10	0,057	0,050	0,064
11	0,060	0,054	0,074
12	0,065	0,060	0,083
13	0,063	0,060	0,074
14	0,064	0,062	0,077
15	0,065	0,061	0,077



Rys.133. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Pseudanabaena* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Tabela 104. Zmiany stężenia jonów amonowych w poszczególnych roztworach hodowlanych *Pseudanabaena* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na N-NH₄

Doba badań	Zmiany stężenia N-NH ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,721	1,438	2,191
2	0,725	1,463	2,261
3	0,728	1,497	2,447
4	0,734	1,517	2,592
5	0,760	1,432	2,474
6	0,821	1,337	2,328
7	0,821	1,270	2,209
8	0,751	1,228	2,096
9	0,655	1,194	1,951
10	0,646	1,123	1,687
11	0,599	1,015	1,542
12	0,574	0,927	1,476
13	0,552	0,904	1,454
14	0,517	0,813	1,339
15	0,464	0,792	1,266



Rys.134. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Pseudanabaena* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Tabela 105. Zmiany stężenia jonów fosforanowych V w poszczególnych roztworach hodowlanych *Pseudanabaena* sp. w trakcie eksperymentu w przeliczeniu na P-PO₄

Doba badań	Zmiany stężenia P-PO ₄ dla poszczególnych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych [mg/dm ³]		
	Stężenie ścieków 4%	Stężenie ścieków 8%	Stężenie ścieków 16%
1	0,147	0,255	0,423
2	0,143	0,246	0,389
3	0,128	0,244	0,378
4	0,121	0,242	0,380
5	0,117	0,240	0,386
6	0,104	0,244	0,382
7	0,093	0,251	0,414
8	0,089	0,257	0,419
9	0,083	0,268	0,430
10	0,085	0,255	0,430
11	0,089	0,257	0,421
12	0,104	0,255	0,425
13	0,102	0,253	0,369
14	0,093	0,246	0,369
15	0,091	0,242	0,343

Dokładniejszym analizom matematycznym poddano wyniki dotyczące zmian w czasie analizowanych parametrów dla gatunków mikroalg, u których gęstość optyczna zawiesiny hodowlanej przynajmniej w jednym z roztworów przekroczyła wartość 0,1 mierzonej absorbancji przy długości fali 663 nm (gatunki zaznaczone pogrubioną czcionką w tabelach 9 i 10). Jest to umowna granica przy której w obrazie mikroskopowym obserwuje się liczne żywe komórki i wstępne kryterium przydatności poszczególnych badanych gatunków do procesu oczyszczania ścieków komunalnych przyjęte w niniejszej pracy. Ujemna wartość procentowych zmian przedstawionych w poniższych tabelach świadczy o ubytku w czasie analizowanych jonów, dodatnia zaś o przyroście ich stężenia. Takich samych analiz dokonano także dla zmian gęstości optycznej roztworów hodowlanych (tab. 107-126).

Tabela 106. Wydajność wzrostu badanych mikroalg pod kątem uzysku suchej masy

Gatunek	Sucha masa alg w roztworze hodowlanym po 15 dobach [%]	Średni przyrost suchej masy alg na dobę [g s.m./dm ³ /doba]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	0,110	0,073
<i>Chlorella fusca</i>	0,072	0,048
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,145	0,096
<i>Chlorella vulgaris</i>	0,150	0,100
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,114	0,076
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,030	0,020
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,081	0,054
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,163	0,108
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,030	0,020
<i>Haematococcus</i> sp.	0,165	0,110
<i>Kirchneriella obesa</i>	0,094	0,063
<i>Monoraphidium contortum</i>	0,097	0,064
<i>Muriella terrestris</i>	0,059	0,039
<i>Scenedesmus acutus</i>	0,131	0,087
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,097	0,064
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,060	0,04
Wartość średnia	0,100	0,0664
Odchylenie standardowe SΔ	0,0434	0,0288

Tabela 107. Ocena zmian stężenia jonów azotanowych V dla roztworu hodowlanego o stężeniu 4% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Zmiana stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	6,904	2,003	- 4,901	- 71,0
<i>Chlorella fusca</i>	8,928	8,563	- 0,365	- 4,0
<i>Chlorella sorokiniana</i>	9,427	8,351	- 1,076	- 11,4
<i>Chlorella vulgaris</i>	11,188	3,182	- 8,006	- 71,7
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	9,486	8,527	- 0,959	- 10,1
<i>Chloroidium laureanum</i>	9,707	8,229	- 1,478	- 15,2
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	9,768	6,980	- 2,788	- 28,5
<i>Desmodesmus</i> sp.	5,131	6,193	1,062	20,7
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	7,665	8,439	0,774	10,1
<i>Haematococcus</i> sp.	12,972	6,150	- 6,822	- 52,6
<i>Kirchneriella obesa</i>	14,682	8,264	- 6,418	- 43,7
<i>Monoraphidium contortum</i>	7,843	5,614	- 2,229	- 28,2
<i>Muriella terrestris</i>	10,444	9,995	- 0,449	- 4,3
<i>Scenedesmus acutus</i>	15,665	9,117	- 6,548	- 41,8
<i>Scenedesmus bifidus</i>	14,806	5,854	- 8,952	- 60,5
<i>Oscillatoria lutea</i>	8,527	11,618	3,091	36,2
Odchylenie standardowe SΔ	2,993	2,437	3,604	32,016

Tabela 108. Ocena zmian stężenia jonów azotanowych V dla roztworu hodowlanego o stężeniu 8% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Zmiana stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	9,427	1,731	-7,696	- 81,6
<i>Chlorella fusca</i>	12,396	6,904	- 5,492	- 44,3
<i>Chlorella sorokiniana</i>	11,024	13,392	2,368	21,5
<i>Chlorella vulgaris</i>	12,713	3,380	- 9,333	- 73,4
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	11,913	8,873	- 3,040	- 25,5
<i>Chloroidium laureanum</i>	11,119	6,594	- 4,525	- 40,7
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	12,837	4,671	- 8,166	- 63,6
<i>Desmodesmus</i> sp.	8,059	4,234	- 3,825	- 47,5
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	8,386	8,891	0,505	6,0
<i>Haematococcus</i> sp.	12,713	3,426	- 9,287	- 73,1
<i>Kirchneriella obesa</i>	18,672	5,745	- 12,927	- 69,2
<i>Monoraphidium contortum</i>	8,114	3,854	- 4,260	- 52,5
<i>Muriella terrestris</i>	12,648	12,844	0,196	1,5
<i>Scenedesmus acutus</i>	19,509	2,025	- 17,484	- 89,6
<i>Scenedesmus bifidus</i>	23,944	5,532	-18,412	- 76,9
<i>Oscillatoria lutea</i>	11,888	15,024	3,136	26,4
Odchylenie standardowe SΔ	4,404	4,085	6,475	37,887

Tabela 109. Ocena zmian stężenia jonów azotanowych V dla roztworu hodowlanego o stężeniu 16% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Zmiana stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	11,166	1,753	- 9,413	- 84,3
<i>Chlorella fusca</i>	22,348	2,495	- 19,85	-88,8
<i>Chlorella sorokiniana</i>	12,898	2,063	- 10,835	- 84,0
<i>Chlorella vulgaris</i>	15,554	3,543	- 12,011	- 77,2
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	18,020	1,874	- 16,146	- 89,6
<i>Chloroidium laureanum</i>	17,318	6,539	- 10,779	- 62,4
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	14,682	3,378	- 11,304	- 76,9
<i>Desmodesmus</i> sp.	15,665	1,890	- 13,775	- 87,9
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	11,096	10,664	- 0,432	- 3,9
<i>Haematococcus</i> sp.	15,554	3,472	- 12,082	- 77,7
<i>Kirchneriella obesa</i>	23,745	3,254	- 20,491	- 86,3
<i>Monoraphidium contortum</i>	10,058	3,597	- 6,461	- 64,2
<i>Muriella terrestris</i>	15,929	9,809	- 6,120	- 38,4
<i>Scenedesmus acutus</i>	20,089	1,962	- 18,127	- 90,2
<i>Scenedesmus bifidus</i>	31,551	1,767	- 29,784	- 94,4
<i>Oscillatoria lutea</i>	14,652	13,088	- 1,564	-10,7
Odchylenie standardowe SΔ	5,466	3,603	7,406	28,120

Tabela 110. Analiza statystyczna wartości procentowych zmian stężenia jonów azotanowych V w trakcie hodowli analizowanych mikroalg [mg/dm³]

Parametr	Azotany V roztwór hodowlany 4%	Azotany V roztwór hodowlany 8%	Azotany V roztwór hodowlany 16%
minimum	- 71,7	- 89,6	- 94,4
kwartył 1	- 45,925	- 73,175	- 88,125
mediana	- 21,2	- 50,0	- 80,85
kwartył 3	- 4,225	-18,750	- 63,750
maksimum	36,2	26,4	- 3,9
Średnia	- 23,5	- 42,656	- 69,806
wariancja	1025,051	1435,427	790,759

Tabela 111. Ocena zmian stężenia jonów azotanowych III dla roztworu hodowlanego o stężeniu 4% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Zmiana stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	0,049	0,033	- 0,016	- 32,6
<i>Chlorella fusca</i>	0,020	0,063	0,043	215,0
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,025	0,055	0,030	120,0
<i>Chlorella vulgaris</i>	0,064	0,032	- 0,032	- 50,0
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,017	0,029	0,012	70,6
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,019	0,038	0,019	100,0
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,018	0,035	0,017	94,4
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,026	0,084	0,058	223,0
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,031	0,070	0,039	125,8
<i>Haematococcus</i> sp.	0,036	0,224	0,188	522,2
<i>Kirchneriella obesa</i>	0,026	0,048	0,022	84,6
<i>Monoraphidium contortum</i>	0,015	0,038	0,023	153,3
<i>Muriella terrestris</i>	0,047	0,059	0,012	25,5
<i>Scenedesmus acutus</i>	0,038	0,057	0,019	50,0
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,021	0,035	0,014	66,6
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,052	0,171	0,119	228,8
Odchylenie standardowe SΔ	0,015	0,054	0,052	133,572

Tabela 112. Ocena zmian stężenia jonów azotanowych III dla roztworu hodowlanego o stężeniu 8% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Różnica stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	0,057	0,025	- 0,032	- 56,1
<i>Chlorella fusca</i>	0,041	0,085	0,044	107,3
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,031	0,063	0,032	103,5
<i>Chlorella vulgaris</i>	0,066	0,035	- 0,031	- 46,9
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,022	0,048	0,026	118,1
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,021	0,051	0,030	142,9
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,019	0,062	0,043	126,3
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,060	0,124	0,064	106,7
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,035	0,062	0,027	77,1
<i>Haematococcus</i> sp.	0,051	0,134	0,083	162,7
<i>Kirchneriella obesa</i>	0,031	0,078	0,047	151,6
<i>Monoraphidium contortum</i>	0,024	0,039	0,015	62,5
<i>Muriella terrestris</i>	0,076	0,083	0,007	9,2
<i>Scenedesmus acutus</i>	0,048	0,053	0,005	10,4
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,020	0,050	0,030	150
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,061	0,180	0,119	195,1
Odchylenie standardowe SΔ	0,019	0,041	0,038	74,494

Tabela 113. Ocena zmian stężenia jonów azotanowych III dla roztworu hodowlanego o stężeniu 16% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Różnica stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	0,061	0,019	- 0,019	- 68,9
<i>Chlorella fusca</i>	0,048	0,059	0,011	22,9
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,035	0,091	0,056	160
<i>Chlorella vulgaris</i>	0,072	0,038	- 0,034	- 47,2
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,033	0,031	- 0,002	- 6,0
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,038	0,043	0,005	13,2
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,022	0,072	0,050	227,2
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,063	0,037	- 0,026	- 41,3
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,049	0,075	0,026	53,1
<i>Haematococcus</i> sp.	0,067	0,105	0,038	56,7
<i>Kirchneriella obesa</i>	0,033	0,065	0,032	96,7
<i>Monoraphidium contortum</i>	0,021	0,048	0,027	128,6
<i>Muriella terrestris</i>	0,104	0,146	0,042	40,4
<i>Scenedesmus acutus</i>	0,078	0,074	- 0,004	- 5,1
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,024	0,028	0,004	16,7
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,070	0,160	0,090	128,6
Odchylenie standardowe SΔ	0,024	0,041	0,033	81,419

Tabela 114. Analiza statystyczna wartości procentowych zmian stężenia jonów azotanowych III w trakcie hodowli analizowanych mikroalg [mg/dm³]

Parametr	Azotany III roztwór hodowlany 4%	Azotany III roztwór hodowlany 8%	Azotany III roztwór hodowlany 16%
minimum	- 50,0	- 56,1	- 68,9
kwartył 1	65,45	49,475	- 5,325
mediana	97,2	107	31,65
kwartył 3	168,725	144,675	104,675
maksimum	522,2	195,1	227,2
Średnia	124,825	88,775	48,475
wariancja	17841,580	5549,785	6629,093

Tabela 115. Ocena zmian stężenia jonów amonowych dla roztworu hodowlanego o stężeniu 4% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Różnica stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	0,559	0,170	- 0,389	- 69,6
<i>Chlorella fusca</i>	1,047	0,163	- 0,884	- 84,4
<i>Chlorella sorokiniana</i>	1,625	0,571	- 1,054	- 64,9
<i>Chlorella vulgaris</i>	1,379	0,199	- 1,180	- 85,6
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,802	0,487	- 0,315	- 39,3
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,660	0,146	- 0,514	- 77,9
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,886	0,173	- 0,713	- 80,5
<i>Desmodesmus</i> sp.	1,167	0,136	- 1,031	- 88,3
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,832	0,195	- 0,637	- 76,6
<i>Haematococcus</i> sp.	1,290	0,184	- 1,106	- 85,7
<i>Kirchneriella obesa</i>	1,082	0,143	- 0,939	- 86,8
<i>Monoraphidium contortum</i>	1,055	0,193	- 0,862	- 81,7
<i>Muriella terrestris</i>	0,559	0,312	- 0,247	- 44,2
<i>Scenedesmus acutus</i>	1,463	0,236	- 1,227	- 83,9
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,297	0,145	- 0,152	- 51,2
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,587	1,001	0,414	70,5
Odchylenie standardowe SΔ	0,373	0,230	0,451	39,229

Tabela 116. Ocena zmian stężenia jonów amonowych dla roztworu hodowlanego o stężeniu 8% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Różnica stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	1,476	0,140	- 1,336	- 90,5
<i>Chlorella fusca</i>	1,875	0,167	- 1,708	- 91,1
<i>Chlorella sorokiniana</i>	3,075	0,538	- 2,537	- 82,5
<i>Chlorella vulgaris</i>	1,581	0,202	- 1,379	- 87,2
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	1,583	0,317	- 1,266	- 80,0
<i>Chloroidium laureanum</i>	1,119	0,167	- 0,952	- 85,1
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	1,501	0,161	- 1,340	- 89,3
<i>Desmodesmus</i> sp.	1,798	0,172	- 1,626	- 90,4
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	1,853	0,176	- 1,677	- 90,5
<i>Haematococcus</i> sp.	1,266	0,181	- 1,085	- 85,7
<i>Kirchneriella obesa</i>	1,553	0,305	- 1,248	- 80,4
<i>Monoraphidium contortum</i>	1,980	0,182	- 1,798	- 90,8
<i>Muriella terrestris</i>	0,945	0,236	- 0,709	- 75,0
<i>Scenedesmus acutus</i>	2,320	0,259	- 2,061	- 88,8
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,539	0,146	- 0,393	- 72,9
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,873	1,978	1,105	126,6
Odchylenie standardowe SΔ	0,604	0,449	0,811	53,298

Tabela 117. Ocena zmian stężenia jonów amonowych dla roztworu hodowlanego o stężeniu 16% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Różnica stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	3,189	0,145	- 3,044	- 95,5
<i>Chlorella fusca</i>	4,125	0,185	- 3,940	- 95,5
<i>Chlorella sorokiniana</i>	5,698	0,136	- 5,563	- 97,6
<i>Chlorella vulgaris</i>	1,673	0,211	- 1,462	- 87,4
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	3,092	0,211	- 2,881	- 93,2
<i>Chloroidium laureanum</i>	2,266	0,660	- 1,606	- 70,9
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	3,075	0,163	- 2,912	- 94,7
<i>Desmodesmus</i> sp.	3,391	0,167	- 3,224	- 95,1
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	3,811	0,657	- 3,154	- 82,8
<i>Haematococcus</i> sp.	1,546	0,288	- 1,258	- 81,4
<i>Kirchneriella obesa</i>	2,707	0,413	- 2,294	- 84,7
<i>Monoraphidium contortum</i>	4,203	0,190	- 4,013	- 95,5
<i>Muriella terrestris</i>	1,817	0,438	- 1,379	- 75,9
<i>Scenedesmus acutus</i>	4,389	0,270	- 4,119	- 93,8
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,961	0,142	- 0,819	- 85,2
<i>Oscillatoria lutea</i>	1,687	0,828	- 0,859	- 50,9
Odchylenie standardowe SΔ	1,279	0,219	1,361	12,310

Tabela 118. Analiza statystyczna wartości procentowych zmian stężenia jonów amonowych w trakcie hodowli analizowanych mikroalg [mg/dm³]

Parametr	Jony amonowe roztwór hodowlany 4%	Jony amonowe roztwór hodowlany 8%	Jony amonowe roztwór hodowlany 16%
minimum	- 88,3	- 91,1	- 97,6
kwartył 1	- 84,700	- 90,425	- 95,200
mediana	- 79,2	-86,45	- 90,3
kwartył 3	- 61,475	- 80,3	- 82,450
maksimum	70,5	126,6	- 50,9
Średnia	- 64,381	- 72,1	- 86,256
wariancja	1538,902	2840,640	151,544

Tabela 119. Ocena zmian stężenia jonów fosforanowych V dla roztworu hodowlanego o stężeniu 4% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Różnica stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	0,068	0,042	- 0,026	- 38,2
<i>Chlorella fusca</i>	0,079	0,040	- 0,039	- 49,4
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,124	0,068	- 0,056	- 45,2
<i>Chlorella vulgaris</i>	0,203	0,020	- 0,183	- 90,1
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,068	0,022	- 0,046	- 67,6
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,087	0,027	- 0,060	- 69,0
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,055	0,016	- 0,039	- 70,9
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,052	0,035	- 0,017	- 32,7
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,068	0,044	- 0,024	- 35,3
<i>Haematococcus</i> sp.	0,229	0,027	- 0,202	- 88,2
<i>Kirchneriella obesa</i>	0,089	0,055	- 0,034	- 38,2
<i>Monoraphidium contortum</i>	0,087	0,020	- 0,067	- 77,0
<i>Muriella terrestris</i>	0,033	0,009	- 0,024	- 72,7
<i>Scenedesmus acutus</i>	0,098	0,040	- 0,058	- 59,2
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,098	0,022	- 0,076	- 77,6
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,063	0,052	- 0,011	- 17,5
Odchylenie standardowe SΔ	0,053	0,016	0,055	21,759

Tabela 120. Ocena zmian stężenia jonów fosforanowych V dla roztworu hodowlanego o stężeniu 8% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Różnica stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	0,117	0,052	- 0,065	- 55,6
<i>Chlorella fusca</i>	0,147	0,048	- 0,099	- 67,3
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,205	0,089	- 0,116	- 56,6
<i>Chlorella vulgaris</i>	0,240	0,035	- 0,205	- 85,4
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,089	0,020	- 0,069	- 77,5
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,175	0,072	- 0,103	- 58,9
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,087	0,016	- 0,071	- 81,6
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,121	0,057	- 0,064	- 52,9
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,149	0,106	- 0,043	- 28,9
<i>Haematococcus</i> sp.	0,255	0,031	- 0,224	- 87,8
<i>Kirchneriella obesa</i>	0,154	0,063	- 0,091	- 59,1
<i>Monoraphidium contortum</i>	0,132	0,018	- 0,114	- 86,4
<i>Muriella terrestris</i>	0,055	0,016	- 0,039	- 70,9
<i>Scenedesmus acutus</i>	0,126	0,078	- 0,048	- 38,1
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,139	0,024	- 0,115	- 82,7
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,113	0,104	- 0,009	- 8,0
Odchylenie standardowe SΔ	0,054	0,031	0,057	22,687

Tabela 121. Ocena zmian stężenia jonów fosforanowych V dla roztworu hodowlanego o stężeniu 16% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Stężenie początkowe	Stężenie końcowe	Różnica stężenia	Zmiana stęż. w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	0,199	0,063	- 0,136	- 68,3
<i>Chlorella fusca</i>	0,318	0,063	- 0,255	- 80,2
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,274	0,037	- 0,237	- 86,5
<i>Chlorella vulgaris</i>	0,287	0,059	- 0,225	- 79,4
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,188	0,027	- 0,161	- 85,6
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,229	0,083	- 0,146	- 63,8
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,154	0,022	- 0,132	- 85,7
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,188	0,072	- 0,116	- 61,7
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,320	0,199	- 0,121	- 37,8
<i>Haematococcus</i> sp.	0,298	0,033	- 0,265	- 88,9
<i>Kirchneriella obesa</i>	0,218	0,055	- 0,163	- 74,8
<i>Monoraphidium contortum</i>	0,255	0,033	- 0,222	- 87,1
<i>Muriella terrestris</i>	0,096	0,016	- 0,080	- 83,3
<i>Scenedesmus acutus</i>	0,253	0,126	- 0,130	- 50,2
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,227	0,040	- 0,187	- 82,4
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,229	0,080	- 0,149	- 65,1
Odchylenie standardowe SΔ	0,061	0,046	0,055	14,809

Tabela 122. Analiza statystyczna wartości procentowych zmian stężenia jonów fosforanowych V w trakcie hodowli analizowanych mikroalg [mg/dm³]

Parametr	Fosforany V roztwór hodowlany 4%	fosforany V roztwór hodowlany 8%	Fosforany V roztwór hodowlany 16%
minimum	- 90,1	- 87,8	- 88,9
kwartył 1	- 70,775	-81,875	- 85,625
mediana	- 63,4	- 63,2	- 79,8
kwartył 3	- 38,200	- 54,925	- 64,775
maksimum	- 17,5	- 8,0	- 37,8
Średnia	- 58,05	- 62,356	- 73,800
wariancja	473,478	517,700	219,325

Tabela 123. Ocena zmian gęstości optycznej przy 663 nm dla roztworu hodowlanego o stężeniu 4% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Gęstość op. początkowa	Gęstość op. końcowa	Przyrost gęstości op.	Przyrost w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	0,028	0,349	0,321	1146,4
<i>Chlorella fusca</i>	0,018	0,035	0,017	94,4
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,028	0,028	0,000	0,0
<i>Chlorella vulgaris</i>	0,018	0,368	0,350	1944,4
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,019	0,015	- 0,004	- 21,1
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,015	0,062	0,047	313,3
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,016	0,056	0,040	250,0
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,012	0,081	0,069	575,0
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,022	0,034	0,012	54,5
<i>Haematococcus</i> sp.	0,011	0,070	0,059	536,3
<i>Kirchneriella obesa</i>	0,019	0,041	0,022	115,8
<i>Monoraphidium contortum</i>	0,018	0,063	0,045	250,0
<i>Muriella terrestris</i>	0,019	0,035	0,016	84,2
<i>Scenedesmus acutus</i>	0,018	0,104	0,086	477,7
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,022	0,055	0,033	150,0
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,019	0,034	0,015	78,9
Odchylenie standardowe SΔ	0,005	0,107	0,106	512,417

Tabela 124. Ocena zmian gęstości optycznej przy 663 nm dla roztworu hodowlanego o stężeniu 8% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Gęstość op. początkowa	Gęstość op. końcowa	Przyrost gęstości op.	Przyrost w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	0,041	0,435	0,394	960,9
<i>Chlorella fusca</i>	0,031	0,122	0,091	293,5
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,031	0,062	0,031	100,0
<i>Chlorella vulgaris</i>	0,017	0,622	0,605	5323,5
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,023	0,096	0,073	317,4
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,030	0,132	0,102	340,0
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,018	0,101	0,083	461,1
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,023	0,215	0,192	834,8
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,024	0,085	0,061	254,2
<i>Haematococcus</i> sp.	0,012	0,216	0,204	1700,0
<i>Kirchneriella obesa</i>	0,021	0,345	0,324	1542,9
<i>Monoraphidium contortum</i>	0,024	0,314	0,290	1208,3
<i>Muriella terrestris</i>	0,019	0,056	0,037	194,7
<i>Scenedesmus acutus</i>	0,020	0,422	0,402	2010,0
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,029	0,105	0,076	262,1
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,025	0,045	0,02	80,0
Odchylenie standardowe SΔ	0,007	0,169	0,171	1308,067

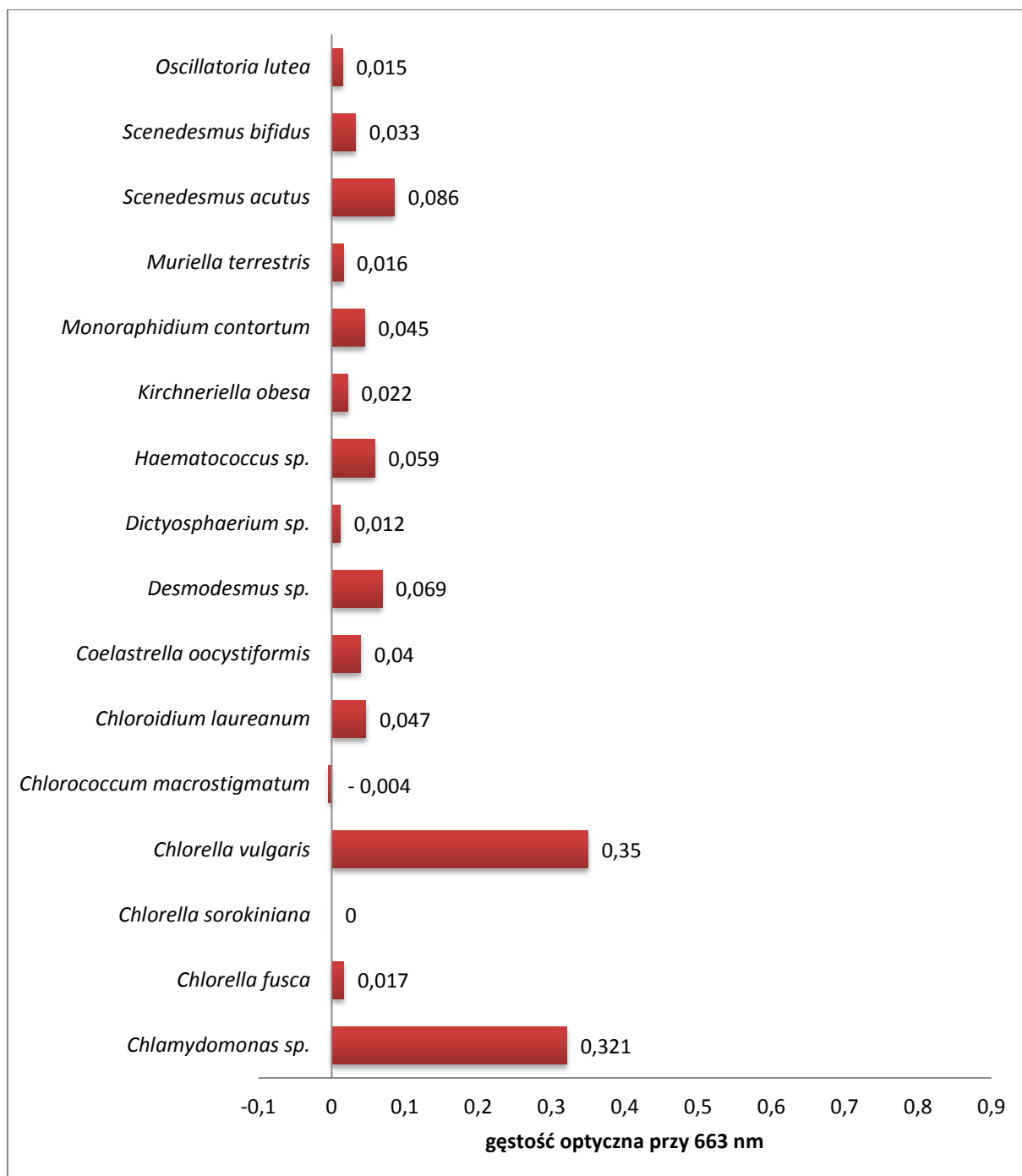
Tabela 125. Ocena zmian gęstości optycznej przy 663 nm dla roztworu hodowlanego o stężeniu 16% ścieków komunalnych [mg/dm³]

Gatunek	Gęstość op. początkowa	Gęstość op. końcowa	Przyrost gęstości op.	Przyrost w [%]
<i>Chlamydomonas</i> sp.	0,044	0,561	0,517	11,75
<i>Chlorella fusca</i>	0,045	0,446	0,401	891,1
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,027	0,811	0,784	2903,7
<i>Chlorella vulgaris</i>	0,020	0,749	0,729	3645,0
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,035	0,468	0,433	1237,1
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,038	0,120	0,082	215,8
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,026	0,230	0,204	784,6
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,035	0,586	0,551	1574,3
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,037	0,103	0,066	178,4
<i>Haematococcus</i> sp.	0,013	0,481	0,468	3600,0
<i>Kirchneriella obesa</i>	0,032	0,468	0,436	1362,5
<i>Monoraphidium contortum</i>	0,021	0,608	0,587	2795,2
<i>Muriella terrestris</i>	0,028	0,137	0,109	389,2
<i>Scenedesmus acutus</i>	0,031	0,674	0,643	2074,1
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,035	0,452	0,417	1191,4
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,035	0,150	0,115	328,6
Odchylenie standardowe SΔ	0,009	0,230	0,232	1217,507

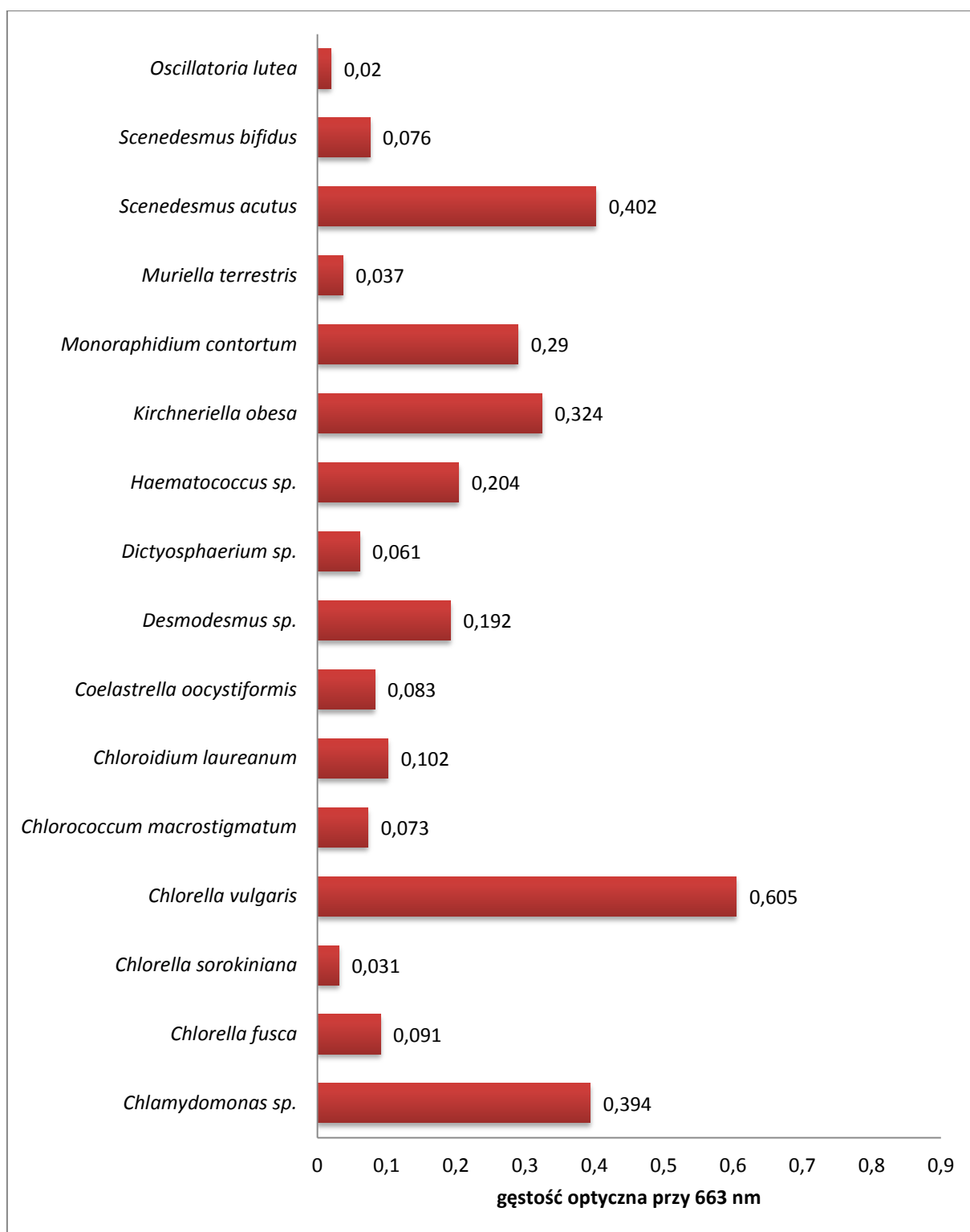
Tabela 126. Analiza statystyczna przyrostu gęstości optycznej przy 663 nm w trakcie hodowli analizowanych mikroalg [mg/dm³]

Parametr	Gęstość optyczna roztwór hodowlany 4%	Gęstość optyczna roztwór hodowlany 8%	Gęstość optyczna roztwór hodowlany 16%
minimum	- 0,0040	0,0200	0,0660
kwartył 1	0,0158	0,0700	0,1818
mediana	0,0365	0,0965	0,4345
kwartył 3	0,0615	0,2985	0,5600
maksimum	0,0350	0,6050	0,7840
średnia	0,0705	0,1866	0,4089
wariancja	0,0113	0,0291	0,0539

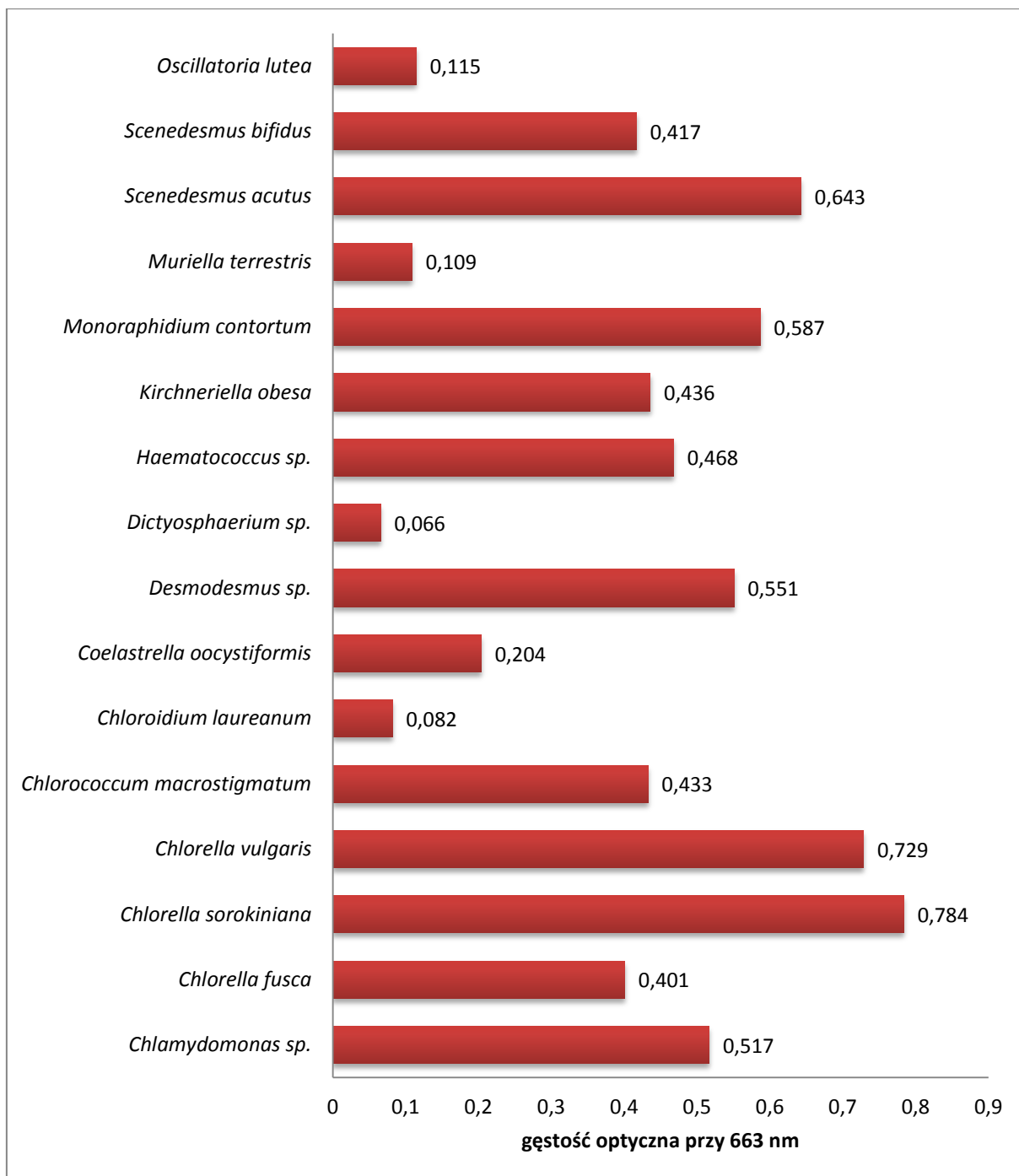
Na rys.135-137 przedstawiono zbiorcze wykresy pokazujące przyrost gęstości optycznej roztworów hodowlanych poszczególnych analizowanych gatunków alg ostatniego dnia hodowli przy kolejnych zastosowanych stężeniach ścieków.



Rys.135. Przyrost gęstości optycznej mierzonej przy 663 nm w roztworach hodowlanych przy stężeniu 4% ścieków komunalnych dla analizowanych gatunków mikroalg



Rys.136. Przyrost gęstości optycznej mierzonej przy 663 nm w roztworach hodowlanych przy stężeniu 8% ścieków komunalnych dla analizowanych gatunków mikroalg



Rys.137. Przyrost gęstości optycznej mierzonej przy 663 nm w roztworach hodowlanych przy stężeniu 16% ścieków komunalnych dla analizowanych gatunków mikroalg

W tabelach 127-130 przedstawiono współczynniki korelacji Pearsona pomiędzy zmianami stężenia badanych jonów, a przyrostem gęstości optycznej mierzonej przy maksimum absorbancji chlorofilu a (663 nm) w poszczególnych roztworach hodowlanych dla analizowanych gatunków mikroalg.

Tabela 127. Współczynniki korelacji Pearsona pomiędzy wzrostem gęstości optycznej zawiesiny hodowlanej, a zmianami stężenia jonów azotanowych V

Gatunek	Roztwór hodowlany 4%	Roztwór hodowlany 8%	Roztwór hodowlany 16%
<i>Chlamydomonas</i> sp.	- 0,954	- 0,994	- 0,988
<i>Chlorella fusca</i>	- 0,845	- 0,840	- 0,904
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,422	0,525	- 0,933
<i>Chlorella vulgaris</i>	-0,789	- 0,866	- 0,947
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	- 0,399	- 0,542	- 0,953
<i>Chloroidium laureanum</i>	- 0,087	- 0,699	- 0,418
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	- 0,780	- 0,724	- 0,797
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,322	- 0,883	- 0,855
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,418	0,534	- 0,496
<i>Haematococcus</i> sp.	- 0,134	- 0,846	- 0,858
<i>Kirchneriella obesa</i>	- 0,519	- 0,895	- 0,974
<i>Monoraphidium contortum</i>	- 0,706	- 0,926	- 0,884
<i>Muriella terrestris</i>	0,361	- 0,470	- 0,788
<i>Scenedesmus acutus</i>	- 0,398	- 0,869	- 0,976
<i>Scenedesmus bifidus</i>	- 0,882	- 0,915	- 0,854
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,435	0,292	- 0,015

Tabela 128. Współczynniki korelacji Pearsona pomiędzy wzrostem gęstości optycznej zawiesiny hodowlanej, a zmianami stężenia jonów azotanowych III

Gatunek	Roztwór hodowlany 4%	Roztwór hodowlany 8%	Roztwór hodowlany 16%
<i>Chlamydomonas</i> sp.	- 0,511	- 0,622	- 0,542
<i>Chlorella fusca</i>	0,514	0,814	0,315
<i>Chlorella sorokiniana</i>	0,024	0,824	0,466
<i>Chlorella vulgaris</i>	- 0,815	- 0,864	- 0,811
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	0,457	0,894	0,118
<i>Chloroidium laureanum</i>	0,521	0,871	0,432
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	0,758	0,981	0,971
<i>Desmodesmus</i> sp.	0,766	0,856	- 0,599
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0,627	0,876	0,665
<i>Haematococcus</i> sp.	0,993	0,955	0,637
<i>Kirchneriella obesa</i>	0,848	0,926	0,788
<i>Monoraphidium contortum</i>	0,782	0,846	0,877
<i>Muriella terrestris</i>	0,871	0,437	0,864
<i>Scenedesmus acutus</i>	0,679	0,747	0,484
<i>Scenedesmus bifidus</i>	0,878	0,936	- 0,362
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,621	0,846	0,905

Tabela 129. Współczynniki korelacji Pearsona pomiędzy wzrostem gęstości optycznej zawiesiny hodowlanej, a zmianami stężenia jonów amonowych

Gatunek	Roztwór hodowlany 4%	Roztwór hodowlany 8%	Roztwór hodowlany 16%
<i>Chlamydomonas</i> sp.	- 0,891	- 0,925	- 0,912
<i>Chlorella fusca</i>	- 0,714	- 0,968	- 0,901
<i>Chlorella sorokiniana</i>	- 0,226	- 0,947	- 0,729
<i>Chlorella vulgaris</i>	- 0,837	- 0,652	- 0,885
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	- 0,539	- 0,912	- 0,881
<i>Chloroidium laureanum</i>	- 0,747	- 0,826	- 0,754
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	- 0,866	- 0,919	- 0,944
<i>Desmodesmus</i> sp.	- 0,832	- 0,818	- 0,786
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	- 0,860	- 0,988	- 0,789
<i>Haematococcus</i> sp.	- 0,928	- 0,942	- 0,956
<i>Kirchneriella obesa</i>	- 0,745	- 0,714	- 0,922
<i>Monoraphidium contortum</i>	- 0,956	- 0,814	- 0,868
<i>Muriella terrestris</i>	- 0,736	- 0,885	- 0,834
<i>Scenedesmus acutus</i>	- 0,759	- 0,690	- 0,851
<i>Scenedesmus bifidus</i>	- 0,852	- 0,781	- 0,971
<i>Oscillatoria lutea</i>	0,458	0,661	- 0,088

Tabela 130. Współczynniki korelacji Pearsona pomiędzy wzrostem gęstości optycznej zawiesiny hodowlanej, a zmianami stężenia jonów fosforanowych V

Gatunek	Roztwór hodowlany 4%	Roztwór hodowlany 8%	Roztwór hodowlany 16%
<i>Chlamydomonas</i> sp.	- 0,674	- 0,732	- 0,683
<i>Chlorella fusca</i>	- 0,759	- 0,866	- 0,811
<i>Chlorella sorokiniana</i>	- 0,411	- 0,931	- 0,895
<i>Chlorella vulgaris</i>	- 0,877	- 0,822	- 0,957
<i>Chlorococcum macrostigmatum</i>	- 0,521	- 0,883	- 0,921
<i>Chloroidium laureanum</i>	- 0,722	- 0,774	- 0,729
<i>Coelastrella oocystiformis</i>	- 0,859	- 0,904	- 0,934
<i>Desmodesmus</i> sp.	- 0,626	- 0,764	- 0,615
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	- 0,738	- 0,753	- 0,948
<i>Haematococcus</i> sp.	- 0,904	- 0,901	- 0,928
<i>Kirchneriella obesa</i>	- 0,251	- 0,673	- 0,942
<i>Monoraphidium contortum</i>	- 0,953	- 0,959	- 0,773
<i>Muriella terrestris</i>	- 0,693	- 0,769	- 0,865
<i>Scenedesmus acutus</i>	- 0,557	- 0,418	- 0,333
<i>Scenedesmus bifidus</i>	- 0,801	- 0,905	- 0,936
<i>Oscillatoria lutea</i>	- 0,413	- 0,837	- 0,955

6. Dyskusja wyników

Algi stanowią istotny element ekosystemów wodnych na świecie. Pełnią kluczową rolę w obiegu węgla, azotu i fosforu w przyrodzie. W oceanach są głównym elementem odpowiedzialnym za wiązanie dwutlenku węgla i przekształcanie go w związki organiczne oraz osady wapienne. Szczególnie pod tym względem wyróżniają się sinice i haptofity. Powodują one miejscowe zakwity na ogromną skalę, wiążąc znaczne ilości węgla, który wraz z obumierającymi komórkami opada na dno mórz w postaci osadów organicznych i mineralnych [10]. Nieco mniejszą rolę w tym zakresie pełnią one w wodach słodkich, gdzie dominują pod tym względem rośliny naczyniowe. Niemniej jednak i tutaj stanowią nieodłączną część środowiska organizmów fotoautotroficznych. Wiele z nich może przetrwać w wodach przy różnych wartościach zasolenia. Należy tutaj wymienić np. gatunki występujące w Bałtyku, morzu o stosunkowo niskim zasoleniu [26].

Szczególnie cenne w przypadku biotechnologii i inżynierii środowiska są gatunki o stosunkowo szerokiej tolerancji na czynniki środowiskowe. Jak się okazuje, liczne gatunki stosunkowo dobrze znoszą warunki występujące w ściekach komunalnych oraz zawarte w nich szkodliwe substancje. Z zielenic najczęściej wykorzystuje się w inżynierii środowiska czy biotechnologii przedstawicieli rodzajów *Chlorella*, *Chlamydomonas* czy *Scenedesmus*. Z kolei w wypadku cyjanobakterii stosunkowo odporne na niekorzystne czynniki są przedstawiciele rodzajów *Oscillatoria* i *Stigeoclonium*. Cały czas również poszukuje się nowych gatunków przydatnych do tego celu [93].

W niniejszych badaniach przeprowadzono analizę przydatności do wspomagania procesu oczyszczania ścieków komunalnych trzydziestu gatunków mikroalg z 27 rodzajów: było to dziewiętnaście gatunków alg eukariotycznych z gromady zielenic (Chlorophyta) oraz jedenaście gatunków cyjanobakterii (Cyanophyta). Wyboru dokonano na podstawie dostępnej literatury oraz kierując się opinią biologów zajmujących się izolacją i prowadzeniem kolekcji alg z których były one pozyskiwane.

Innowacyjną częścią pracy był fakt, że część z badanych gatunków do tej pory nie była brana zwykle pod uwagę pod kątem ich potencjalnego wykorzystania do oczyszczania ścieków komunalnych. Można tutaj wymienić przedstawicieli zielenic *Muriella terrestris*, *Coelastrella oocystiformis*, *Dictyosphaerium* sp., *Chloroidium laureanum*, *Coenochloris mucosa*. W przypadku cyjanobakterii były to *Rivularia*, *Synechocystis*, *Pseudanabaena*, *Geitlerinema* czy *Phormidium*, również wcześniej nie brane pod uwagę w omawianym temacie. Z tego powodu postanowiono zbadać przedstawicieli tych rodzajów, jak wypadają

jeżeli chodzi o potencjał wspomagania procesu oczyszczania ścieków komunalnych na tle znanych już wcześniej z wydajnego wzrostu w ściekach *Chlorella* czy *Scenedesmus*. W literaturze z omawianego tematu brak też szerszych porównań gatunkowych dotyczących możliwości wzrostowych w powtarzalnych warunkach fizykochemicznych na realnym materiale, nie zaś pożywkach syntetycznych.

Hodowlę prowadzono w bioreaktorach w systemie okresowym w układzie zamkniętym, badając przebieg w czasie zmian stężenia jonów azotanowych V, azotanowych III, amonowych oraz fosforanowych V jako parametry pozwalające wykazać ich przydatność do wspomagania oczyszczania ścieków komunalnych z pierwiastków biogenych. Taki system zapewnia dużą kontrolę warunków panujących w roztworach hodowlanych [137].

Jak pokazują uzyskane wyniki badań, spośród alg eukariotycznych z gromady zielenic (Chlorophyta) dziewiętnastu gatunków wybranych do eksperymentu wykazało się zdolnością wzrostu w pożywkach zawierających ścieki komunalne piętnaście z nich: *Chlamydomonas* sp., *Chlorella fusca*, *Chlorella sorokiniana*, *Chlorella vulgaris*, *Chlorococcum macrostigmatum*, *Chloroidium laureanum*, *Coelastrella oocystiformis*, *Desmodesmus* sp., *Dictyosphaerium* sp., *Haematococcus* sp., *Kirchneriella obesa*, *Monoraphidium contortum*, *Muriella terrestris*, *Scenedesmus acutus* oraz *Scenedesmus bifidus*. Natomiast cztery gatunki: *Coenochloris mucosa*, *Gloeocystis* sp., *Oocystidium planoconvexum* i *Stichococcus bacillaris* obumarły w trakcie hodowli i nie stwierdzono w ich wypadku ostatniego dnia badań żadnych żywych komórek w roztworach hodowlanych.

Spośród alg prokariotycznych zaliczanych do cyjanobakterii (Cyanophyta), które badano, tylko cztery z jedenastu przeżyły do 15 dnia hodowli: *Arthrospira platensis*, *Oscillatoria lutea*, *Phormidium* sp. i *Pseudanabaena*. Pozostałe gatunki, czyli: *Aphanizomenon* sp., *Geitlerinema* sp., *Nodularia spumigena*, *Nostoc* sp., *Picocyanobacteria* sp., *Rivularia* sp. oraz *Synechocystis* sp. obumierały w trakcie hodowli w przeciągu kilku dni. Można zatem zauważyć, że znacznie mniejszy odsetek tej grupy tych mikroalg spośród wybranych do badań może tolerować szkodliwe substancje zawarte w ściekach komunalnych oraz zastosowane warunki fizykochemiczne wzrostu. Wskazuje to na to, że są bardziej wrażliwe na ich działanie. Wykazano, że są również potencjalnie nieprzydatne do oczyszczania ścieków komunalnych.

Wszystkie z alg eukariotycznych, które wykazały się zdolnością do wzrostu w pożywce o różnych stężeniach ścieków komunalnych wynoszących odpowiednio: 4%, 8% oraz 16%, przekroczyły przyjętą umowną granicę gęstości optycznej zawiesiny komórek ostatniego dnia badań wynoszącą 0,1, jako minimalną aby uznać je za użyteczne w procesie

wspomagania oczyszczania ścieków komunalnych (tab.9). W wypadku alg prokariotycznych, z czterech gatunków zdolnych do życia w takim środowisku, jedynie *Oscillatoria lutea* zakwalifikowana została jako potencjalnie przydatna. Pozostałe z nich powyższej granicy nie przekroczyły i ich wzrost był słaby lub też zamierały całkowicie (tab.10). Najwyższe przyrosty, jak można było się tego spodziewać ze względu na najwyższe stężenie związków azotu i fosforu, odnotowano w roztworze hodowlanym o stężeniu 16% ścieków komunalnych.

Należy traktować substancje odżywcze zawarte w ściekach jako formę pożywki dla alg. Ich stężenie oraz biodostępność determinuje szybkość ich wzrostu [211, 212]. Przyrost biomasy hodowanych alg mierzony był przyrostem gęstości optycznej dla fali o długości 663 nm. Najmniejsze różnice przyrostów przy poszczególnych stężeniach ścieków jako pożywki pod tym względem obserwowano u *Chlorella vulgaris*, *Chlamydomonas* sp. i *Scenedesmus acutus*. Maksymalne wartości gęstości optycznej u tych gatunków osiągnięto przy najwyższym stężeniu ścieków w pożywce i wynosiły one odpowiednio: 0,749, 0,561 oraz 0,674. Te gatunki wzrastały szybko we wszystkich roztworach hodowlanych w porównaniu z pozostałymi mikroalgami, a stężenie ścieków w nich obecne przekładające się na stężenie dostępnych biogenów miało mniejszy wpływ na tempo ich wzrostu niż u innych gatunków (tab.123-125). Takie też gatunki będą najbardziej przydatne do usuwania biogenów ze ścieków komunalnych, gdyż wahania ilości substancji odżywczych nie będą tak silnie wpływać na wydajność wzrostu.

Skrajnie odmiennym przykładem zależności tempa wzrostu mierzonego gęstością optyczną zawiesiny komórek alg w hodowli od stężenia ścieków w roztworze hodowlanym była obserwowana zmienność dla *Chlorella sorokiniana* oraz *Chlorella fusca*. W wypadku tej pierwszej w roztworze o stężeniu 4% nie zaobserwowano żadnego wzrostu, a drugi z wymienionych gatunków rósł w minimalnym tempie, osiągając przyrost gęstości optycznej tylko o 0,017. Natomiast w roztworach o stężeniu 16% ścieków osiągnięto gęstość optyczną wynoszącą odpowiednio 0,811 i 0,446. Tak duże różnice w tempie wzrostu w zależności od stężenia ścieków są niekorzystne z punktu widzenia późniejszego wykorzystania tych alg w inżynierii środowiska czy biotechnologii. Wahania stężenia pierwiastków biogennych w realnym materiale po procesie oczyszczania ścieków są normalnym zjawiskiem i mogłyby negatywnie wpływać na ilość uzyskiwanej biomasy. Wyjątkiem jeżeli chodzi o omawiane zależności był *Chloroidium laureanum*, dla którego najwyższą wydajność wzrost uzyskano w roztworze hodowlanym o zawartości 8% ścieków (gęstość optyczna wzrosła do 0,132), a dla najwyższego stężenia było to 0,120.

Przypuszczalnie zawarte w ściekach liczne substancje szkodliwe (np. detergenty, leki, środki wybielające, odkażające) w większym stężeniu zahamowały wzrost tego gatunku. Jak pokazują te dane, mimo odpowiednio dużego stężenia biogenów, inne czynniki mogą zahamować wzrost niektórych gatunków mikroalg. To też należy brać pod uwagę podczas doboru gatunków do omawianego procesu.

Jest wiele metod hodowli mikroalg obejmujących zarówno systemy otwarte na wolnym powietrzu, jak i systemy zamknięte w postaci bioreaktorów. Biomasa ich komórek może być z powodzeniem produkowana również podczas procesu oczyszczania ścieków komunalnych. Organizmy te można implementować na trzecim etapie, po oczyszczaniu mechanicznym i biologicznym z użyciem osadu czynnego. Niektórzy autorzy proponują już włączenie ich na drugim etapie równolegle z bakteriami [94].

W badaniach prowadzonych w ramach tej pracy zastosowano system hodowli zamknięty i hodowlę w systemie okresowym. Bioreaktory napełniano raz pożywką, następnie wprowadzano inokulum alg i podczas 15 dni hodowli organizmy te pobierały potrzebne im do wzrostu pierwiastki, aż do momentu zahamowania przyrostu biomasy. Jest to obecnie najbardziej popularne rozwiązanie ze względu na prostszą budowę oraz niższe koszty projektu takich instalacji niż przy zastosowaniu systemów hodowli ciągłej. Po osiągnięciu stanu równowagi i wyczerpaniu większości substancji odżywczych, przyrost biomasy ustaje i jest to dogodny moment do jej zbioru [135]. Tak też postępowano w trakcie badań wyżej wymienionych gatunków – celem było określenie wstępnej granicy w której zbiór biomasy będzie najbardziej opłacalny. W większości przypadków intensywny wzrost ustawał około 12-15 dnia hodowli, co można zauważyć na wykresach przyrostu gęstości optycznej w czasie hodowli dla poszczególnych gatunków.

Przyrosty biomasy alg w trakcie procesu oczyszczania ścieków można mierzyć zarówno jako przyrost gęstości optycznej przy maksimum absorbancji dla chlorofilu a lub b (lub też łącznie) i są to odpowiednio 663 nm i 642 nm[213] albo jak jako przyrost suchej masy w czasie hodowli. Metodą prostszą jest pierwsza z wyżej wymienionych. Z kolei ze względu na późniejsze wykorzystanie pozyskanej biomasy komórkowej, jest użytecznym poznanie wydajności produkcji suchej masy przeliczeniu na wydajność dobową dla danego gatunku [212]. Analizując uzysk suchej masy badanych mikroalg po 15 dniach hodowli, największą wydajność jeżeli chodzi o ten parametr uzyskano dla *Haematococcus* sp. i była to wartość 110 mg s.m/dm³ na dobę (taba.106). Zbliżony wynik uzyskano również dla *Desmodesmus* sp. i wyniosła ona 108 mg s.m/dm³ na dobę. Również *Scenedesmus acutus*, *Chlorella vulgaris* czy *Chlorella sorokiniana* charakteryzowały się wysokimi przyrostami

suchej masy. W ich przypadku wyniki wynosiły odpowiednio 87, 100 oraz 96 mg s.m/dm³ na dobę. Najmniejszą zaś wydajność uzysku suchej masy w przypadku gatunków, które zakwalifikowano jako wstępnie przydatne, odnotowano dla *Chloroidium laureanum* i *Dictyosphaerium* sp. Osiągały one wartości 20 mg s.m/dm³ na dobę w wypadku obu. Jedyny gatunek cyjanobakterii, który zakwalifikował się jako potencjalnie przydatny do oczyszczania ścieków, osiągnął wydajność na dobę 40 mg s.m/dm³. Średni przyrost suchej masy komórek dla wszystkich mikroalg analizowanych w niniejszych badaniach wyniósł (liczony jako udział procentowy suchej masy w roztworach hodowlanych) 0,100% po piętnastu dniach hodowli. W przeliczeniu na dobę uzyskano średni przyrost dla wszystkich analizowanych gatunków zakwalifikowanych pozytywnie na poziomie 66,4 mg s.m/dm³.

Są to wyniki zbliżone do uzyskanych przez innych autorów badań. W wypadku zastosowania ścieków mleczarskich jako pożywki dla *Chlorella* sp. osiąga się wydajność produkcji biomasy na poziomie do 150 mg s.m. /dm³ na dobę [214]. Prowadząc hodowlę alg z gatunku *Chlorella vulgaris* wydajność maksymalny przyrost dobowy uzyskany przez Dziołę i Makowską wyniósł 75 mg s.m. /dm³ na dobę [215]. Z kolei w innych badaniach tego typu uzyskano przyrost biomasy wynoszący 190 mg s.m. /dm³/doba [212]. Prowadząc hodowlę w bioreaktorach panelowych można poprawić wydajność uzysku biomasy. Kujawska i in. uzyskała w trakcie hodowli alg z gatunku *Chlorella vulgaris* w bioreaktorze panelowym wydajność na poziomie 1000 mg s.m./dm³ na dobę [216]. Podobne wartości uzyskuje się także dla innych zielenic. przykładem może być *Chlamydomonas* dla którego osiąga się zwykle średnie wartości rzędu 190 mg s.m./dm³ dobę [217]. W trakcie oczyszczania ścieków pochodzących z przemysłu zawierających znaczne ilości biogenów uzyskano w jednym z badań wartość 820 mg s.m./dm³ dobę, która znacznie przekracza większość innych danych z tego zakresu [218]. W jednym z badań nad wykorzystaniem *Kirchneriella obesa* do oczyszczania ścieków pochodzących z hodowli krów osiągnięto przyrost biomasy na poziomie 81 mg s.m./dm³ na dobę [219]. Widać zatem znaczny rozrzut uzyskiwanych wyników, co może odzwierciedlać także różnice jeżeli chodzi o warunki hodowli. W wypadku mikroalg prokariotycznych przyrost biomasy w przeliczeniu na dzień jest z reguły wyraźnie niższy i wynosi dla *Oscillatoria* 9-30 mg s.m./dm³ dobę [220]. Podobną wydajność przyrostu biomasy uzyskano w niniejszej pracy dla *Oscillatoria lutea* i wyniosła ona 40 mg s.m./dm³/doba. Pod tym względem algi eukariotyczne osiągają większe wydajności.

Mikroalgi wymagają do wydajnego wzrostu przede wszystkim trzech pierwiastków: węgla, azotu i fosforu. Z tego powodu skład danych ścieków będących dla nich pożywką oraz

wzajemne proporcje wyżej wymienionych pierwiastków są kluczowe dla wydajnego wzrostu omawianych organizmów [221]. Dzięki temu, że algi absorbują rozpuszczalne formy azotu i fosforu bezpośrednio z roztworu hodowlanego, proces jest jednoetapowy. Równocześnie z oczyszczaniem ścieków dochodzi do wiązania dwutlenku węgla z atmosfery. Tlen zaś wydzielany jako produkt uboczny fotosyntezy jest wykorzystywany przez bakterie heterotroficzne do rozkładu materii organicznej obecnej w ściekach, a uwolnione proste związki mogą być następnie wykorzystane przez algi czy rośliny naczyniowe [222]. Pod kątem oczyszczania ścieków jest to bardzo pożądane zjawisko.

Jony azotanowe V mogą być bezpośredni asymilowane przez algi z roztworu wodnego [211]. Badane w niniejszej pracy mikroalgi wykazały się dużą zdolnością do asymilacji tej postaci azotu. Najwyższą wydajność uzyskano w wypadku roztworów hodowlanych zawierających 4% ścieków dla *Chlorella vulgaris*, *Chlamydomonas* sp. i *Scenedesmus bifidus*. Była to redukcja rzędu 71%, 71,4% oraz 60,5%. Z kolei dla *Desmodesmus* sp. *Dictyosphaerium* sp. i *Oscillatoria lutea* wzrosło stężenie jonów azotanowych V w trakcie ich hodowli przy tym stężeniu pożywki. Dla *Oscillatoria lutea* był to wzrost znaczny, wynoszący 36,2% (tab.107). W roztworach hodowlanych z 8% zawartością ścieków komunalnych zauważyć można było większą wydajność procentowej redukcji stężenia jonów azotanowych V. W wypadku najbardziej wydajnych *Chlamydomonas* sp. osiągnięto wartość 81,6%, dla *Chlorella vulgaris* odpowiednio 73,4%, *Haematococcus* sp. 73,1%, *Scenedesmus acutus* 89,6% i *Scenedesmus bifidus* 76,9%. W roztworze hodowlanym *Oscillatoria lutea* ponownie zanotowano wzrost stężenia tych jonów, tym razem o 26,4%. Również w wypadku *Muriella terrestris* i *Dictyosphaerium* sp. pojawił się niewielki wzrost odpowiednio o 1,5% i 6,0% (tab.108). Najwyższe wydajności usuwania jonów azotanowych V wykazano dla badanych mikroalg w roztworach hodowlanych z 16% zawartością ścieków komunalnych. Tutaj skuteczność usuwania wyżej wymienionych jonów w wypadku *Scenedesmus acutus* wyniosła 90,2%, a *Scenedesmus bifidus* 94,4%. Najniższą wydajnością charakteryzował się *Dictyosphaerium* sp., i uzyskano dla niego redukcję o 3,9%. Dla *Oscillatoria lutea* osiągnięto wartość redukcji na poziomie 10,7% (tab.109).

Najsilniejszą korelację ujemną na podstawie współczynnika korelacji Pearsona pomiędzy tempem przyrostu gęstości optycznej zawiesiny komórek alg w roztworze z 16% zawartością ścieków komunalnych, a redukcją stężenia jonów azotanowych V wyznaczono dla *Chlamydomonas* sp. *Scenedesmus acutus*, *Kirchneriella obesa* i *Chlorella vulgaris*. Z kolei najslabszą korelację ujemną odnotowano w wypadku *Oscillatoria lutea*. W wypadku *Chlorella vulgaris*, *Chlamydomonas* sp. i *Scenedesmus bifidus*, niezależnie od zastosowanego

stężenia ścieków w roztworze hodowlanym, za każdym razem istniała silna korelacja ujemna między stężeniem jonów azotanowych V i przyrostem gęstości optycznej (tab.127). W wypadku innych gatunków wartości tego parametru różniły się w większym zakresie. U *Oscillatoria lutea*, *Dictyosphaerium* sp., *Desmodesmus* sp., oraz *Chlorella sorokiniana* w roztworach o stężeniu 4% i 8% odnotowano występowanie dodatniej korelacji między stężeniem powyższych jonów, a gęstością optyczną zawiesiny komórek, a w roztworach o zawartości 16% była to korelacja ujemna. Silna korelacja ujemna świadczy o tym, że algi skutecznie pobierają jony azotanowe V z roztworu hodowlanego w trakcie wzrostu.

Jony azotanowe III są dla wielu organizmów szkodliwe i powstają w środowisku wodnym w trakcie utleniania jonów amonowych lub redukcji jonów azotanowych V [85]. Ich większe stężenia mogą mieć hamujący wpływ na rozwój niektórych gatunków alg i z tego powodu postanowiono dokonywać pomiarów ich stężeń w trakcie hodowli badanych mikroalg. Mogą powodować między innymi zwiększony przepływ jonów przez błony komórkowe. Niektórzy autorzy donoszą jednak, że jony azotanowe III są prawdopodobnie także wykorzystywane przez niektóre z gatunków mikroalg jako źródło azotu. Brak jednak ciągle obiektywnych danych na ten temat [223]. W większości wypadków w trakcie kolejnych dób hodowli wzrastało stopniowo stężenie tych jonów (tab.111-113). Wyjątkiem były *Chlamydomonas* sp. oraz *Chlorella vulgaris*. U tych gatunków w przypadku każdego z zastosowanych stężeń ścieków komunalnych w roztworach hodowlanych, stężenie jonów azotanowych III malało. W wypadku *Chlamydomonas* sp. w roztworze o stężeniu 4% ścieków był to spadek o 32,6%, w roztworze o stężeniu 8% spadek o 56,1%, a w ostatnim wypadku było to 68,9%. W trakcie hodowli *Chlorella vulgaris* było to odpowiednio 50%, 46,9% oraz 47,2%. W roztworze hodowlanym o stężeniu 16% ścieków komunalnych również spadek stężenia jonów azotanowych III zanotowano dla *Chlorococcum macrostigmatum*, *Desmodesmus* sp. i *Scenedesmus acutus*. U pozostałych gatunków w każdym bioreaktorze stężenie powyższych jonów rosło, niekiedy kilkukrotnie. Najwyższe przyrosty procentowe wykazano u *Haematococcus* sp., *Oscillatoria lutea*, *Desmodesmus* sp. i *Chlorella fusca*. Maksymalny przyrost stężenia jonów azotanowych III wystąpił w wypadku *Haematococcus* sp. w roztworze hodowlanym o najniższym stężeniu ścieków komunalnych i wyniósł 52,2%. Na podstawie powyższych wyników można wnioskować, że *Chlamydomonas* sp. oraz *Chlorella vulgaris*, *Chlorococcum macrostigmatum*, *Desmodesmus* sp. i *Scenedesmus acutus* prawdopodobnie wykorzystują również jony azotanowe III.

Dla jonów azotanowych III u większości gatunków analizowanych alg wyznaczono dodatni współczynnik korelacji Pearsona dotyczący tempa przyrostu gęstości optycznej

i stężenia tych jonów (tab.128). Najwyższą jego wartość w wypadku roztworów hodowlanych o stężeniu 4% ścieków komunalnych odnotowano dla *Haematococcus* sp. wynoszącą 0,993. Ujemna zaś korelacja tych parametrów występowała u *Chlamydomonas* sp. oraz *Chlorella vulgaris*. Również w roztworze o stężeniu 8% ujemną wartość tego współczynnika zanotowano dla tych gatunków. W wypadku roztworów o stężeniu 16% ścieków komunalnych także w trakcie hodowli *Scenedesmus acutus*, *Desmodesmus* sp. i *Chlorococcum macrostigmatum* stężenie jonów azotanowych III malało, a korelacja z przyrostem gęstości optycznej była ujemna. Silne korelacje dodatnie we wszystkich roztworach hodowlanych zanotowano dla *Oscillatoria lutea* wynoszące odpowiednio 0,621, 0,846 oraz 0,905.

Analizując stopień redukcji stężenia jonów amonowych, można zauważyć, że wszystkie algi eukariotyczne, które zakwalifikowano na podstawie przyrostu gęstości optycznej zawiesiny hodowlanej jako przydatne do oczyszczania ścieków komunalnych, są w stanie wydajnie te jony usuwać z roztworów hodowlanych. Skuteczność tego procesu wzrasta wraz ze wzrostem stężenia ścieków komunalnych w pożywkach hodowlanych, co jest powiązane ze wzrostem stężenia w nich biogenów. W przypadku najniższego stężenia wynoszącego 4%, największy stopień redukcji wynoszący 88,3% uzyskano w przypadku *Desmodesmus* sp. Równie skuteczny okazał się *Haematococcus* sp. z redukcją rzędu 85,7%, *Chlorella fusca* ze skutecznością 84,4%, *Kirchneriella obesa* osiągając wartość redukcji stężenia jonów amonowych 86,8%, *Scenedesmus acutus* 83,9%, oraz *Monoraphidium contortum* z wartością 81,7% (tab.115). W roztworach hodowlanych o stężeniu 8% osiągnięto redukcję ponad 90% stężenia jonów amonowych w stosunku do wartości początkowych dla *Chlamydomonas* sp., *Chlorella fusca*, *Desmodesmus* sp. oraz *Monoraphidium contortum*. Dla *Coelastrella oocystiformis* była to wartość 89,3%, *Haematococcus* sp. 85,7%, *Chlorella vulgaris* 87,2% czy *Coelastrella oocystiformis* 89,3%. Kontrastują z powyższymi wynikami dane uzyskane dla *Oscillatoria lutea*. W wypadku tego gatunku cyjanobakterii w roztworach o stężeniu 4% i 8% ścieków komunalnych wykazano wzrost stężenia jonów amonowych odpowiednio o 70,5% i 126,6% (tab.116). Jeżeli chodzi o roztwór hodowlany zawierający 16% ścieków komunalnych, to najwyższą skuteczność w usuwaniu jonów amonowych, wynoszącą ponad 95% osiągnięto dla *Chlamydomonas* sp., *Chlorella fusca*, *Chlorella sorokiniana*, *Chlorococcum macrostigmatum*, *Coelastrella oocystiformis*, *Desmodesmus* sp., *Monoraphidium contortum* i *Scenedesmus acutus*. Przy tym stężeniu pożywki w wypadku *Oscillatoria lutea* zanotowano redukcję omawianych jonów o 50,9% (tab.117).

Analizując wartości współczynnika korelacji Pearsona pomiędzy przyrostem gęstości optycznej zawiesiny komórek badanych alg, a zmianami stężenia jonów amonowych, oprócz *Oscillatoria lutea*, w każdym wypadku odnotowano silną ujemną korelację (tab.129). Jedynie u *Chlorella sorokiniana* w roztworze hodowlanym o stężeniu 4% ścieków komunalnych korelacja ta była na średnim ujemnym poziomie. Z kolei u *Oscillatoria lutea* dla roztworów hodowlanych z dodatkiem odpowiednio 4% i 8% ścieków komunalnych korelacja ta była dodatnia. W wypadku roztworu o stężeniu 16% ścieków, dla tego gatunku korelacja ta była ujemna, lecz słaba i wynosiła – 0,088. Najwyższe wartości ujemnej korelacji poniżej - 0,900 między przyrostem gęstości optycznej komórek w roztworach hodowlanych, a zmianami stężenia jonów amonowych odnotowano dla *Monoraphidium contortum*, *Haematococcus* sp., *Dictyosphaerium* sp., *Coelastrella oocystiformis*, *Chlorella fusca*, *Chlamydomonas* sp., *Scenedesmus bifidus* oraz *Chlorella sorokiniana*.

Poziom redukcji stężenia jonów amonowych przez mikroalgi w trakcie oczyszczania ścieków komunalnych zwykle jest wysoki i sięga ponad 90% w stosunku do wartości początkowej. Przykładowo, dla *Chlorella vulgaris* wykorzystanej do oczyszczania ścieków mleczarskich wydajność ta osiągnęła 92%. W przeliczeniu zaś na azot ogólny wyniosło to 70% [109]. Podobne wartości procentowej redukcji jonów amonowych w trakcie oczyszczania ścieków komunalnych osiągnięto np. dla *Kirchneriella obesa* i wynoszą one ponad 90% [219]. Niektóre z sinic zdolne są do wiązania azotu atmosferycznego. Taką zdolnością charakteryzują się również przedstawiciele rodzaju *Oscillatoria* [224]. Potwierdzają to wyniki uzyskane dla *Oscillatoria lutea*. Przy niższym stężeniu biogenów w roztworze hodowlanym, następował w czasie hodowli przyrost stężenia jonów azotanowych V, azotanowych III oraz amonowych. Jedynie przy 16% dodatku do pożywki ścieków komunalnych, dla tej cyjanobakterii wykazano zmniejszenie ilości jonów azotanowych V oraz amonowych ze względu prawdopodobnie na szybszy przyrost biomasy oraz wolne tempo asymilacji azotu atmosferycznego. To może komplikować możliwości wykorzystania rodzaju *Oscillatoria* do oczyszczania ścieków ze związków azotu.

Pod względem troficznym czynnikiem limitującym intensywny wzrost alg, również w wypadku pojawiania się masowych zakwitów w środowisku naturalnym, jest dostępność fosforu. W przypadku jego nadmiaru, rolę tą może przejmować azot, choć dla różnych gatunków alg zależność ta jest zmienna [211]. Wyniki uzyskane w niniejszych badaniach wydają się potwierdzać limitującą rolę fosforu dla wzrostu *Chlorella fusca*, *Chlorella sorokiniana*, *Chlorella vulgaris*, *Chlorococcum macrostigmatum*, *Coelastrella oocystiformis*, *Desmodesmus* sp., *Haematococcus* sp., *Monoraphidium contortum*, *Muriella terrestris* czy

Scenedesmus bifidus. Również dla *Chlorella* sp. w jednym z badań zaobserwowano zbliżone zjawisko. Jony fosforanowe w trakcie eksperymentu algi usunęły z roztworu hodowlanego w 99%, natomiast wydajność usuwania jonów amonowych osiągnęła wartość poniżej 50%. Dodatkowo, w ciągu pierwszych kilku dni hodowli doszło do niewielkiego wzrostu stężenia jonów amonowych, później zaś spadało ono stopniowo do zakończenia badań [213].

Najwyższą skutecznością w niniejszych badaniach w usuwaniu jonów fosforanowych V z roztworów hodowlanych o stężeniu 4% ścieków komunalnych wykazała się *Chlorella vulgaris*. W jej wypadku uzyskano redukcję ich o 90,1%. Dla *Haematococcus* sp. była to wartość wynosząca 88,2%. Również w tym wypadku *Scenedesmus bifidus*, *Muriella terrestris* i *Monoraphidium contortum* wykazały się znaczną skutecznością w usuwaniu jonów fosforanowych V przekraczającą 70% (tab.119). Analizując zmiany stężenia powyższych jonów w roztworach hodowlanych o stężeniu 8% ścieków komunalnych, najwyższą wydajność uzyskano dla *Haematococcus* sp. i wynosiła ona 87,7%. Również bardzo skuteczne były *Chlorella vulgaris* 85,4%, *Coelastrella oocystiformis* 81,6%, *Monoraphidium contortum* 86,4% oraz *Scenedesmus bifidus* 82,7%. Niski poziom redukcji stężenia jonów fosforanowych V wyznaczono dla *Oscillatoria lutea* i wynosił odpowiednio 17,5% oraz 8% (tab.120). Z kolei w roztworze hodowlanym o stężeniu 16% ścieków komunalnych skuteczność ta wyraźnie wzrosła i wyniosła 65,1%. Niewielką skutecznością wykazały się w usuwaniu jonów fosforanowych V z roztworu hodowlanego *Scenedesmus acutus* i *Dictyosphaerium* sp. Wynosiły one dla pierwszego z nich 59,2% w roztworze o stężeniu 4% ścieków komunalnych, a w roztworach o stężeniach ścieków wynoszących 8% i 16% uzyskano odpowiednio redukcję wynoszącą 38,1% oraz 50,2%. Dla *Dictyosphaerium* sp. były to wartości redukcji na poziomie 35,3%, 28,9% w roztworach zawierających 4 i 8% ścieków i dla roztworu hodowlanego o najwyższym stężeniu ścieków komunalnych osiągnęła wartość 37,8% (tab.121). Kontrastuje to z wysoką skutecznością w usuwaniu jonów amonowych przez te dwa gatunki. Zatem dla nich to stężenie jonów amonowych może być limitujące lub też mogą pozyskiwać czy magazynować ten pierwiastek w innych postaciach. Dla pozostałych gatunków skuteczność usuwania jonów fosforanowych V była zbliżona do skuteczności usuwania jonów amonowych.

Prawie we wszystkich przypadkach analizowanych gatunków mikroalg wyznaczono ujemną korelację wyznaczoną na podstawie współczynnika korelacji Pearsona pomiędzy przyrostem gęstości optycznej zawiesiny komórek w roztworze hodowlanym, a zmianami stężenia jonów fosforanowych V (tab.130). Podobnie jak w wypadku ujemnej korelacji przyrostu gęstości optycznej zawiesiny hodowlanej ze zmianami stężenia jonów azotanowych

V i amonowych, również w tym wypadku świadczy to o skutecznym ich pobieraniu przez mikroalgi w trakcie procesów życiowych. Najsilniejsza korelacja ujemna wystąpiła w wypadku roztworu hodowlanego o stężeniu 4% ścieków komunalnych dla *Monoraphidium contortum* i wynosiła - 0,953. Najniższy zakres korelacji przy tym stężeniu odnotowano dla *Kirchneriella obesa* przy wartości - 0,251. W wypadku roztworów hodowlanych o stężeniu 8% ścieków komunalnych wykazano silniejszą ujemną korelację pomiędzy powyższymi parametrami. Największą ujemną korelację odnotowano dla *Monoraphidium contortum* (wyniosła ona - 0,959). Z kolei tym razem najsłabsza korelacja występowała w wypadku *Scenedesmus acutus*, a wartości w poszczególnych roztworach hodowlanych wyniosły odpowiednio - 0,557, - 0,418 oraz - 0,333 przy najwyższym stężeniu ścieków w roztworach hodowlanych. Najsilniejsza korelacja ujemna w roztworach hodowlanych przy stężeniach ścieków wynoszących 8% i 16% została odnotowana dla *Chlorella vulgaris*, *Chlorococcum macrostigmatum*, *Kirchneriella obesa*, *Scenedesmus bifidus*, *Coelastrella oocystiformis*, *Desmodesmus* sp. i *Haematococcus* sp. oraz *Kirchneriella obesa*. Dla tych gatunków wynosiła ona poniżej - 0,900. Świadczy to o dużym powiązaniu przyrostu biomasy alg z usuwaniem jonów fosforanowych V. Te gatunki zatem są potencjalnie przydatne w omawianym procesie.

Wydajność usuwania fosforu ze ścieków jest różna u różnych autorów. W badaniach nad *Chlorella vulgaris* użytej do oczyszczania ścieków mleczarskich wyniosła ona 55% [109]. Była to wartość niższa niż uzyskane dla większości badanych gatunków mikroalg w niniejszej pracy. Z kolei w jednym z badań nad skutecznością usuwania azotu i fosforu ze ścieków komunalnych przez *Monoraphidium* sp. osiągnięto skuteczność ponad 90% zarówno w wypadku jonów azotanowych, amonowych, jak i fosforanowych. Wykazano również, że mikroalgi te mogą z powodzeniem rosnąć i usuwać biogeny w temperaturach niższych niż 20°C, co jest ich niewątpliwą zaletą. Dzięki temu również w chłodniejszych miesiącach można stosować je na otwartym powietrzu do oczyszczania ścieków [225]. Również w ściekach pochodzących z przemysłu mleczarskiego algi z rodzaju *Monoraphidium* osiągają dobre przyrosty, usuwając równocześnie ze ścieków pierwiastki biogenne [226]. Potwierdza to przydatność tych alg w praktyce. Dzięki zdolności alg do pobierania jonów amonowych i fosforanowych oraz prowadzenia fotosyntezy, coraz częściej wykorzystuje się je do oczyszczania ścieków o dużym ładunku azotu i fosforu. Zaprojektowano do tego celu różnorakie systemy hodowli, poczynawszy od najbardziej ekonomicznych stawów na wolnym powietrzu do skomplikowanych instalacji fotobioreaktorów. W tym drugim wypadku uzyskuje się znacznie większą kontrolę nad całym procesem hodowli alg [227]. W przypadku

najczęściej obecnie stosowanych do oczyszczania ścieków komunalnych alg zaliczanych do rodzajów *Chlorella* czy *Scenedesmus* osiągnano bardzo dobrą wydajności procesu. Usuwanie azotu i fosforu sięgało prawie 100% po zakończeniu hodowli alg [97]. Ważnym parametrem jest, obok dostępności substancji odżywczych, natężenie światła docierającego do roztworu hodowlanego oraz zakres temperatury hodowli [212].

Dla rodzaju *Scenedesmus* wydajność usuwania biogenów (azotu, fosforu) sięga zwykle ponad 95% w optymalnych warunkach. Równocześnie możliwe jest wytwarzanie z ich biomasy lipidów ze względu na znaczną ich zawartość (ponad 15% suchej masy komórek) [228]. Również algi z rodzaju *Desmodesmus* wydają się być przydatne do oczyszczania ścieków. W jednych z badań zastosowano ścieki pochodzące z zakładu produkującego oleje roślinne. W celu poprawy ich właściwości odżywczych dla alg zastosowano suplementację azotanem V. Wykazano redukcję ilości fosforu o 53% przy równoczesnym zmniejszeniu COD (ang. chemical oxygen demand) o 82% [229]. Nie określono jednak czy COD zostało obniżone wskutek aktywności biologicznej alg czy aktywności obecnych w roztworze hodowlanym bakterii. W badaniach nad skutecznością oczyszczania ścieków z wykorzystaniem *Desmodesmus* sp. i *Ampelodesmos mauritanicus*, wykazano znaczną skuteczność *Desmodesmus* sp. w usuwaniu azotu oraz fosforu. Dla azotu amonowego było to 70%, dla fosforu zaś 90%. Okazało się równocześnie, że zawartość metali ciężkich (Ni, Cu) w pożywce może znacząco zmniejszyć wydajność całego procesu, która spada w takim wypadku poniżej 40% i dla azotu amonowego, i jonów fosforanowych [230]. Zatem obecne w ściekach metale ciężkie, podobnie jak inne szkodliwe substancje, mogą hamować rozwój mikroalg, ograniczając skuteczność tych organizmów w oczyszczaniu ścieków z biogenów. Porównując te dane z danymi dotyczącymi wydajności usuwania związków azotu i fosforu przez rośliny w oczyszczalniach hydrofitowych, należy stwierdzić, że są one zbliżone w wypadku roślin wyższych i mikroalg [83]. Jednak hodowle alg w bioreaktorach zajmują znacznie mniej miejsca i mogą być prowadzone w pomieszczeniach również w miesiącach zimowych, co jest ich niewątpliwą zaletą w stosunku do upraw roślin naczyniowych na wolnym powietrzu [137, 141, 142]. Ciekawym przykładem zastosowania mikroalg do oczyszczania ścieków jest wykorzystanie *Dictyosphaerium* sp. do usuwania azotu i fosforu ze ścieków pochodzących z upraw hydroponicznych. Dzięki jej zastosowaniu udało się osiągnąć wydajność w tym zakresie na poziomie 20-60% [231]. W niniejszej pracy dla przedstawiciela tego rodzaju w wypadku jonów amonowych skuteczność oczyszczania była wyższa, a dla jonów fosforanowych mieściła się w powyższym zakresie. Nie wykazano jednak jego przydatności do znacznego usuwania jonów azotanowych V.

Biorąc pod uwagę powyższe dane, mikroalgi są doskonałą alternatywą dla tradycyjnych metod usuwania azotu i fosforu ze ścieków, patrząc także na względy ekologiczne. Najbardziej wydajne okazały się jeśli chodzi o przyrosty biomasy *Haematococcus* sp., *Desmodesmus* sp., *Chlorella vulgaris*. Nieco mniejszą wydajność przyrostu biomasy osiągnięto dla gatunków mikroalg wcześniej zwykle nie badanych pod kątem wspomagania procesu oczyszczania ścieków komunalnych, czyli przedstawicieli rodzajów *Chloroidium*, *Dictyosphaerium*, *Coelastrella*, *Muriella*, *Chlorococcum*. Mimo to, wyniki uzyskane dla nich w niniejszej pracy są obiecujące w zakresie usuwania przez nie pierwiastków biogennych z roztworów hodowlanych.

Również ze względów ekonomicznych zastosowanie mikroalg jest obecnie brane pod uwagę coraz częściej. Najlepiej pod tym względem sprawdzają się wysokowydajne stawy hodowlane (HRAP – high rated algae ponds). Ich zastosowanie pozwala obniżyć koszty procesu oczyszczania ścieków, a w połączeniu z bakteriami występującymi w osadzie czynnym, usuwają fosfor, azot oraz węgiel organiczny. Równolegle w trakcie fotosyntezy mikroalgi pobierają dwutlenek węgla z powietrza, co czyni cały proces jeszcze bardziej przyjaznym środowisku. Warunkiem jest tutaj dobre nasłonecznienie i takie stawy sprawdzają się najlepiej w rejonach o ciepłym klimacie z dużą ilością dni słonecznych w roku. Nieco mniej przydatne będą w rejonach o klimacie umiarkowanym czy z dużą ilością dni pochmurnych w roku [232].

Biomasa mikroalg po oczyszczaniu ścieków może być z powodzeniem wykorzystana do produkcji biopaliw, gdyż nie jest tutaj wymagana czystość mikrobiologiczna. W jednych z badań wykazano, że w wypadku wysokowydajnych stawów hodowlanych, uzyskać można biopaliwa stosunkowo niskim nakładem energii. Wydajność energetyczna wynosi przeciętnie w tych systemach 800-1400 GJ/ha/rok [233]. Dość ważnym zagadnieniem jest skuteczne i ekonomicznie opłacalne pozyskiwanie biomasy alg z hodowli. Najprostszą metodą jest sedymentacja lub flotacja komórek alg. Nieco bardziej energochłonne jest zastosowanie wirowania i filtrowania [227]. Względy ekonomiczne, jak i ekologiczne przemawiają zatem za wdrażaniem na coraz szerszą skalę technologii oczyszczania ścieków komunalnych przy pomocy mikroalg.

7. Wnioski

Na podstawie uzyskanych wyników badań dotyczących możliwości zastosowania mikroalg eukariotycznych i prokariotycznych wykorzystanych w niniejszych badaniach do wspomagania procesu oczyszczania ścieków komunalnych, sformułowano następujące wnioski:

1. Znacznie większy odsetek alg eukariotycznych był w stanie przeżyć i rosnąć na pożywce z dodatkiem ścieków komunalnych (79%) niż miało to miejsce w wypadku alg prokariotycznych (36%).
2. Algi eukariotyczne osiągają lepsze przyrosty biomasy w trakcie wzrostu wykorzystując substancje odżywcze zawarte w ściekach komunalnych.
3. Potwierdzono przydatność do procesu oczyszczania ścieków najczęściej stosowanych do tego celu obecnie mikroalg należących do rodzajów *Chlorella*, *Desmodesmus*, *Haematococcus*, *Scenedesmus*, *Chlamydomonas*.
4. Spośród przebadanych mikroalg, dla których ciągle brakuje danych na temat możliwości ich wykorzystania do wspomagania procesu oczyszczania ścieków komunalnych, obiecujące właściwości wykazały mikroalgi eukariotyczne z rodzajów *Coelastrella*, *Dictyosphaerium*, *Muriella*, *Chlorococcum*, *Chloroidium*.
5. Istnieje silna korelacja ujemna pomiędzy przyrostem biomasy większości badanych mikroalg, a stężeniem jonów azotanowych V, amonowych i fosforanowych V, która potwierdza ich wykorzystywanie jako substancji odżywczych przez mikroalgi.
6. Największą wydajność jeżeli chodzi o przyrost suchej masy uzyskano dla *Haematococcus* sp., *Desmodesmus* sp., *Chlorella vulgaris*, wynoszącą 100 i więcej mg s.m./dm³ na dobę.
7. Wydajność przyrostu biomasy jedynej cyjanobakterii, która została zakwalifikowana jako potencjalnie przydatna, czyli *Oscillatoria lutea* była ponad dwukrotnie niższa niż w wypadku najbardziej wydajnych alg eukariotycznych i wyniosła 0,040 mg s.m/dm³ na dobę.
8. Największą skutecznością w usuwaniu jonów azotanowych V wykazały *Scenedesmus acutus*, *Scenedesmus bifidus* i *Chlamydomonas* sp., osiągając skuteczność powyżej 80%.
9. W przypadku jonów amonowych dużą wydajność, wynoszącą powyżej 80% w stosunku do stężenia początkowego, w ich usuwaniu wykazano dla *Chlamydomonas* sp., *Chlorella fusca*,

Desmodesmus sp. oraz *Monoraphidium contortum*, *Coelastrella oocystiformis*, *Haematococcus* sp., *Chlorella vulgaris* czy *Coelastrella oocystiformis*.

10. Jony fosforanowe były najskuteczniej usuwane przez *Chlorella vulgaris*, *Chlorella sorokiniana*, *Coelastrella oocystiformis*, *Monoraphidium contortum*, *Scenedesmus bifidus*, *Haematococcus* sp., *Scenedesmus bifidus*, *Muriella terrestris* i *Monoraphidium contortum*, osiągnano dla tych gatunków skuteczność powyżej 80%.

11. Dla każdego roztworu hodowlanego *Oscillatoria lutea* osiągała mniejsze wydajności wzrostu w porównaniu z większością badanych alg eukariotycznych.

12. Asymilacja azotu atmosferycznego przez *Oscillatoria lutea* może komplikować jej wykorzystanie do wspomagania procesu oczyszczania ścieków z jonów azotanowych czy amonowych.

13. Algi eukariotyczne wydają się być znacznie bardziej przydatne do wspomagania procesu oczyszczania ścieków komunalnych niż algi prokariotyczne ze względu na mniejszą wrażliwość na substancje potencjalnie szkodliwe w nich obecne.

Spis Literatury

1. K. Heimann, R. Huerlimann, "Chapter 3 - Microalgal Classification: Major Classes and Genera of Commercial Microalgae Species", *Handbook of Marine Microalgae* 2015, s. 25-41
2. A. Mcleann, A. Bates, M. White, P. Turner, „Krótkie wykłady. Biologia molekularna”, Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa 2021
3. I. Priyadarshani. B. Rath, " Commercial and industrial application of microalgae - A review", *Journal of Algal Bionass* Utl. 2012, 3(4). S. 89-100
4. S. Hemaiswarya, R. Raja, R. Ravikumar, I.S. Carvalho, "Microalgae Taxonomy and Breeding", rozdział 3 w: S.P. Singh (red.), "Biofuel Crops: Production, Physiology and Genetics", 2013, s. 44-53
5. K. Ramm, „Ewolucja podejścia polityki EU do oczyszczania ścieków komunalnych”, *Gaz, Woda i Technika Sanitarna*, 2024, s. 13-18
6. K. Jothibas, I. Muniraj, T. Jayakumar, B. Ray, D.W. Dhar, S. Karthikenyan, S. Rakesh, „Impact of microalgal cell wall biology on downstream processing and nutrient removal for fuels and value-added products”, *Biochemical Engineering Journal* 2022, 187, 108642
7. D. Lipińska, „Gospodarka odpadowa i wodno-ściekowa”, Wydawnictwo Uniwersytetu Łódzkiego 2016
8. M. Frąc, S. Jezierska-Tys, J. Tys, "Algi - energia jutra (biomasa, biodiesel), *Acta Agrophysica* 2009, 13-(3), s. 627-638
9. B. Muszyńska, B. Jękot, M. Topolska-Pasek, A. Rzewińska, "Właściwości prozdrowotne węglowodanów występujących w algach", *Farmacja Polska* 2016, 72(7), s. 2-13
10. R.E. Lee, "Phycology" Cambridge University Press 2008, s. 245-261, 262-309
11. A. Szweykowska, J. Szweykowski, "Botanika - Systematyka", Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa 2012, Tom 2
12. F.B. Metting Jr., "Biodiversity and application of microalgae" *Journal of Industrial Microbiology* 1996, 17, s. 477-489
13. R.G. Sheath, J.D. Wehr, „Introduction to the Freshwater Algae”, w: J.D. Wehr, R.G. Sheath, J.P. Kociolek, „Freshwater Algae of North America”, Elsevier Inc. 2014, s. 1-11
14. S.A. Khan, M.Z. Rashmi Hussain, S. Prasad, U.C. Banerjee, "Prospects of biodiesel production from microalgae in India", *Renewable and Sustainable Energy Reviews* 2009, 13. S. 2361-2372
15. P. Baweja, D. Sahoo, „Classification of algae” w: D. Sahoo, J. Seckbach, „Algae World”, Springer 2015, s. 31-55
16. P. van Rooij, P.L.J. Rudelsheim, „Taxonomy and risk classification of algae. Informing the risk classification of dynamic taxonomy group”, *COGEM Report* 2021
17. J. Czerwik-Marcinkowska, „Algologia – Praktyczny przewodnik”, Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa 2019
18. C. van de Hoek. D.G. Mann, H.M. Jahns, "An introduction to Phycology", Cambridge University Press 1995.

19. <https://science.umd.edu/labs/delwiche/PSlife/lectures/Heterokontophyta.html>, dostęp 23.07.2024
20. <https://www.sciencedirect.com/topics/biochemistry-genetics-and-molecular-biology/cryptophyta>, dostęp 24.05.2024
21. <https://science.umd.edu/labs/delwiche/PSlife/lectures/Chlorarachniophyta.html>, dostęp 25.05.2024
22. J. Żelazna-Wieczorek, "Okrzemki Bacillariophyta źródeł i odcinków źródłowych potoków w górnym odcinku rzeki San", *Roczniki Bieszczadzkie* 2012, 20, s. 220-229
23. D.Y. Pratiwi, A. Andhikawati, „Chemical composition of algae and its applications”, *International Journal of Multidisciplinary Research and Development* 2021, 8, 1, s. 31-35
24. E. Sakshaug, A. Bricaud, Y. Dandonneau, P. Falkowski, D. Kiefer, L. Legendre, A. Morel, J. Parslow, M. Takahashi, „Parameters of photosynthesis: definition, theory and interpretation of results”, *Journal of Plankton Research* 1997, 19, s. 1637-1670
25. T. Encarnacao, A.A.C.C. Paris, M.G. Campos, H.D. Burrows, „Cyanobacteria and microalgae: a renewable source of bioactive compounds and other chemicals”, *Science Progress* 2015, 98(2), s. 145-168
26. B. Kawecka, P.V. Eloranta, „Zarys ekologii glonów wód słodkich i środowisk lądowych”, Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa 1994
27. M. Dębowski, M. Zieliński, M. Kisielevska, Z. Romanowska-Duda, M. Dudek, "Skuteczność wytwarzania biogazu w procesie współfermentacji metanowej biomasy mikroglonów i kiszonki kukurydzy", *Ochrona Środowiska* 2018, 40, 3, s. 15-20
28. C. Posten, G. Shaub, „Microalgae and Terrestrial Biomass as Source of Fuel – A Process Review”, *Journal of Biotechnology* 2009, 142, s. 64-69
29. M. Dębowski, M. Zieliński, A. Grala, M. Dudek, „Algae Biomass as an Alternative Substrate in Biogas Production - Review”, *Renewable and Sustainable Energy Reviews* 2013, 27, s. 596-604
30. A. Tiwari, T. Kiran, „Biofuels from Microalgae”, w: M. Nageswara-Rao, J.R. Soneji, „Advances in Biofuels and Bioenergy”, 2018, <https://www.intechopen.com/books/6393>
31. E. Czerwińska, K. Kalinowska, „Warunki prowadzenia procesu fermentacji metanowej w biogazowni”, *Technika Rolnicza Ogrodnicza Leśna* 2014, 2, s. 12-14
32. B. Ricon, A. Torres, F.G. Feroso, J. Bartacek, R. Bojra, D. Jeison, „Challenges for Cost-Effective Microalgae Anaerobic Digestion”, w: R. Chamy, „Biodegradation – Engineering and Technology”, IntechOpen 2013, <https://www.intechopen.com/chapters/45072>
33. S.K. Prajapati, A. Malik, „Algal Biomass as Feedstock for Biomethane Production: an Introduction”, *Journal of Environmental and Social Science* 2015, 1, 1, s. 1-4
34. M. Dębowski, M. Kisielevska, J. Kazimierowicz, A. Rudnicka, M. Dudek, Z. Romanowska-Duda, M. Zieliński, „The Effects of Microalgae Biomass Co-Substrate on Biogas Production from the Common Agricultural Biogas Plants Feedstock”, *Energies* 2020, 13, 2186

35. M. Wang, C. Park, "Investigation of anaerobic digestion of *Chlorella* sp. and *Micractinium* sp. Grown in high-nitrogen wastewater and their co-digestion with waste activated sludge", *Biomass and Bioenergy* 2015, 80, s. 30-37
36. J. Górka, M. Cimochowicz-Rybicka, „Algae Biomass as a Co-Substrate in Methane Digestion of Sewage Sludge”, *Technical Transactions Environmental Engineering* 2015, 3-Ś, s. 25-37
37. M. Zieliński, M. Dębowski, M. Krzemieniewski, "Ocena wydajności produkcji biomasy glonowej w reaktorze rurowym przy wykorzystaniu jako pożywki odcieków z bioreaktora fermentacji metanowej", *Ochrona Środowiska* 2011, 13, s. 1577-1589
38. M. Kisielewska, M. Zieliński, M. Dębowski, J. Kazimierowicz, Z. Romanowska-Duda, M. Dudek, „Effectiveness of *Scenedesmus* sp. Biomass Grow and Nutrient Removal from Liquid Phase of Digestates”, *Energies* 2020, 13, 1432
39. M. Kisielewska, M. Dębowski, M. Zieliński, J. Kazimierowicz, P. Quattrocchi, A. Bordiean, „Effects of Liquid Digestate Treatment on Sustainable Microalgae Biomass Production”, *BioEnergy Research* 2022, 15, s. 357-370
40. P. Felizardo, M.J.N. Correia, J. Raposo, J.F. Mendes, R. Berkemeier, J.M. Bordado, „Production of biodiesel from waste frying oil”, *Waste Management* 2006, 26, s. 487-494
41. M. Rydzewska-Włodarczyk, E. Drożłowska, M. Sobieraj, "Wybrane zagadnienia identyfikacji, wyceny i kalkulacji kosztów produkcji biopaliw trzeciej generacji", *Ekonomiczne Problemy Usług* 2017, 2(127), s. 229-242
42. A.W.D. Larkum, I.L. Ross, O. Kruse, B. Hankamer, "Selection Breeding and Engineering of Microalgae for Bioenergy and Biofuel Production", *Trends in Biotechnology* 2012, 30(4), s. 198-205
43. K. Tsukahara, S. Sawayama, „Liquid Fuel Production using Microalgae”, *Journal of the Japan Petroleum Institute* 2005, 48, 5, s. 251-259
44. N.Q.Y. Uduman, M.K. Forde, G.M.A. Hadley, „Dewatering of Microalgal Cultures: A Major Bottleneck to Algae-Based Fuels”, *Journal of Renewable and Sustainable Energy* 2010, 2, 1, s. 1-15
45. H. Fukuda, A. Kondo, H. Noda, " Biodiesel fuel production by transesterification of oils", *Journal of Bioscience Bioengineering* 2001, 92, s. 405-416
46. Y. Chisti, "Biodiesle from microalgae", *Biotechnology Advantages* 2007, 25, s. 294-306
47. M. Zabochnicka-Świątek, J. Bień, A. Ligienza, " Wykorzystanie biomasy alg do produkcji biopaliw płynnych", *Konferencja "Debata o przyszłości energetyki"* 2010, <http://www.plan-rozwoju.pcz.pl/dokumenty/konferencja/artykuly/18.pdf>
48. J. Bień, M. Zabochnicka-Świątek, L. Sławik, „Możliwości wykorzystania glonów z biomasy zeutrofizowanych zbiorników wodnych jako surowca do produkcji biopaliw”, *Inżynieria i Ochrona Środowiska* 2010, 13, 3, s. 197-209
49. K. Kuligowski, A. Tonderski, M. Wójcik, „Biogaz z alg – szanse i zagrożenia”, *Konferencją Międzynarodowe Spotkanie Kłastrów Ekoenergetycznych*, Gdańsk 2010
50. Y. Liang, N. Sarkany, Y. Cui, „Biomass and lipid productives of *Chlorella vulgaris* under autotrophic, heterotrophic and mixotrophic growth conditions”, *Biotechnology Letters* 2009, 31, s. 1043-1049

51. M. Dębowski, M. Zieliński, I. Świca, J. Kazimierowicz, „Algae Biomass as a Potential Source of Liquid Fuels”, *Phycology* 2021, 1, s. 105-118
52. Sz. Talbierz, M. Dębowski, N. Kujawska, J. Kazimierowicz, „Optimalization of Lipid Production by *Schizochytrium limacinum* Biomass Modified with Ethyl Methane Sulfonate and Grown on Waste Glycerol”, *International Journal of Environmental Research and Public Health* 2022, 19, 5, 3108
53. M. Costa, M. La Villetta, D. Piazzullo, D. Crillo, „A Phenomenological Model of a Downdraft Biomass Gasifier Flexible to the Feedstock Composition and the Reactor Design”, *Energies* 2021, 14, 4226
54. F.M. Ni, M.K.H. Leung, K. Sumathy, D.Y.C. Leung, „Potential of Renewable Hydrogen Production for Energy Supply in HongKong”, *International Journal of Hydrogen Energy* 2006, 31, s. 1401-1412
55. S. Werle, „Obtaining Gas Fuel from Unconventional Biolass in the Gasificatin Process”, *Installations* 2014, 1, s. 7-10
56. M. Dębowski, M. Dudek, M. Zieliński, A. Nowicka, J. Kazimierowicz, "Microalgal Hydrogen Production in Relation to Other Biomas-Based Technologies - A Review", *Energies* 2021, 14, 6025, s. 1-28
57. D.B. Levin, R. Chahine, „Challenges for Renewable hydrogen production from biomass”, *International Journal of Hydrogen Energy* 2010, 35, s. 4962-4969
58. S.R.A. Kersten, B. Potic, W. Prins, W.P.M. van Swaaij, „Gasification of Mocal Compounds and Wood in Hot Compressed Water”, *Industrial and Engineering Chemistry Research* 2006, 45, s. 4169-4177
59. I.K. Kapdan, F. Kargi, "Biohydrogen production from waste materials", *Enzyme and Microbial Telnology* 2006, 38, 5, s. 569-582
60. X. Wu, W. Yao, J. Zhu, „Effect of pH on Continuous Biohydrogen Production from Liquid Swine Manure with Glucose Supplement Using an Anaerobic Sequencing Batch Reactor”, *International Journal of Hydrogen Energy* 2010, 35, s. 6592-6599
61. B. Tamburic, F.W. Zemichael, G.C. Maitland. K. Hellgardt, " Parameters affecting the growth and hydrogen production of the green alga *Chlamydomonas reinhardtii*", *International Journal of Hydrogen Energy* 2011, 36, s. 1-5
62. K. Skjanes, G. Knutsen, T Kallqvist, P. Lindblad, " H₂ production from marine and freshwater species of green algae during sulfur deprivation and considerations for bioreactor desing", *Internatinal Journal of Hydrogen Energy* 2008, 33, s. 511-521
63. C.H. Liu, C.Y. Chang, Q. Liao. X. Zhu, J.S. Chang, „Photoheterotrophic Growth of *Chlorella vulgaris* ESP6 on Organic Acids from Dark Hydrogen Fermentation Effluents”. *Bioresources Technology* 2013, 145, s. 331-336
64. W. Song, N. Rashid, W. Choi, K. Lee, „Biohydrogen Production by Immobilized *Chlorella* sp. Using Cycles of Oxygenic Photosynthesis and anaerobiosis”, *Bioresources Technology* 2011, 102, s. 8676-8681
65. S. Chader, H. Hacene. S.N. Agathos, „Study of Hydrogen Production by Three Strains of *Chlorella* Isolated from the Soil in the Algerian Sahara”, *International Journal of Hydrogen Energy* 2009, 34, s. 4941-4946

66. H.D. Lin, B.H. Liu, T.T. Kuo, H.C. Tsai, T.F. Feng, C.C. Huang, „Kkockowna of PsbO Leads to Induction of HydA and Production of Photoiological H2 in the Green Alga *Chlorella* sp.”, *Bioresources Technology* 2013, 143, s. 154-162
67. S. Oncel, F. Vardar Sukan, „Effect of Light Intensity and the Light: Dark Cycles on the Long Term Hydrogen Production of *Chlamydomonas reinhardtii* by Batch Cultures”, *Biomass Bioenergy* 2011, 35, s. 1066-1074
68. M. Dudek, M. Dębowski, A. Nowicka, J. Kazimierowicz, M. Zieliński, „The Effect of Autotrophic Cultivation of *Platymonas subcordiformis* in Water from the Natural Aquatic Reservoir on Hydrogen Yield”, *Resources* 2022, 11, 31, s. 1-11
69. R. Hachicha, F. Elleuch, H.B. Hlima, P. Dubessay, H. de Baynast, C. Delattre, G. Pierre, R. Hachicha, S. Abdelkafi, P. Michaud, I. Fendri, "Biomolecules from Microalgae and Cynanobacteria: Applications and Market Survey", *Applied Science* 2022, 12, 1924, <https://doi.org/10.3390/app12041924>
70. D. Kępska, Ł. Olejnik, "Algi - przyszłość z morza", *Chemik* 2014, 68, 11, s. 967-972
71. M. Janiczek, M. Ruprich, "Substancje aktywne pozyskiwane z alg oraz ich zastosowanie w kosmetykach", *Kosmetologia Estetyczna* 2017, 2, 6, s. 131-137
72. A. Radzikowska, „Ocena skuteczności działania i właściwości kosmetycznych olejku, zawierającego wyciąg z algi *Tisochrysis lutea* z bańką chińską przeciw cellulitowi”, *Świat Przemysłu Kosmetycznego* 2016, 2, s. 30-32
73. L. Barreira, H. Pereira, K.N. Gangadhar, L. Custódio, J. Valera, "Chapter 13 - Miēcicinal Effects of Microalgae-Derived Fatty Acids", *Handbook of Marine Microalgae* 2015, s. 209-231
74. K. Chojnacka, A. Saeid, I. Michalak, "Możliwości zastosowania biomasy alg w rolnictwie", *Chemik* 2012, 66, 11, s. 1235-1248
75. R. Kupczyński, W. Janeczek, S. Kinal, M. Kuczaj, „Wykorzystanie alg morskich w modyfikacji profilu kwasów tłuszczowych mleka krów”, *Medycyna Weterynaryjna* 2011, 67, 5, s. 304-308
76. C. Boeckert, B. Vlaeminck, J. Dijkstra, A. Issa-Zacharia, T. van Nespen, W. van Straalen, V. Fievez, „Effect of dietary starch or micro algae supplementation on rumen fermentation and milk fatty acid composition of dairy cows”, *Journal of Dairy Science* 2008, 91, s. 4714-4727
77. Ł. Tuchy, Z. Witkowska, A. Saeid, K. Chojnacka, „Zastosowanie ekstraktów glonowych w wytwarzaniu nawozów, pasz, żywności i kosmetyków”, *Przemysł Chemiczny* 2012, 91, 15, s. 1031-1034
78. W. Khan, U.P. Rayrath, S. Subramanian, M.N. Jithesh, P. Rayorath, D.M.Hodges, A.T. Critchley, J.S. Craigie, J. Norrie, B. Prithiviraj, „Seaweed Extracts as Biostimulant of Plant Growth and Development”, *Journal of Plant Growth Regulation* 2009
79. Dyrektywa Rady 91/271/EWG z dnia 21 maja 1991 r. Dotycząca Oczyszczania Ścieków Komunalnych, Dz.U. L 135 z 30.5.1991
80. <https://ekowiedza.com/wp-content/uploads/2023/08/kompendium-wiedzy-o-sciekach-komunalnych.pdf> dostęp 28.07.2024
81. Ramowa Dyrektywa Wodna z dnia 23 października 2000 2000/60/WE

82. M. Ścisłowska, L. Wolny, „Charakterystyka wybranych gminnych oczyszczalni ścieków”, *Inżynieria i Ochrona Środowiska* 2010, 13, 2, s. 133-146
83. M. Soroko, „Usuwanie azotu i fosforu ze ścieków komunalnych w oczyszczalniach roślinnych”, *Zeszyty problemowe Postępów Nauk Rolniczych* 1998, 458, s. 505-515
84. E. Klaczyński, „Biologiczne usuwanie azotu ze ścieków komunalnych”, *Forum Eksploatatora* 1/2019, s. 14-18
85. Z. Sadecka, „Podstawy biologicznego oczyszczania ścieków”, Wydawnictwo Seidel-Przywecki sp. z o.o., Piaseczno 2010
86. J. Bever, A. Stein, H. Teichmann, „Zaawansowane metody oczyszczania ścieków”, *Projprzem-Eko*, Bydgoszcz 1997
87. B. Zawadzka, T. Siwiec, M. Marzec, „Zastosowanie opoki i pochodnych do usuwania fosforu ze ścieków – przegląd literatury”, *Wodociągi i Kanalizacja* 2023, 7-8, s. 50-54
88. E. Klaczyński, „Komunalne oczyszczalnie ścieków. Podstawy projektowania i eksploatacji”, *Envirotech*, Poznań 2016
89. E. Klaczyński, „Biologiczne usuwanie fosforu”, *Forum Eksploatatora* 3/2019, s. 36-43
90. M.C. Wentzel, R.E. Loewenthal, G.A. Ekama, G.V.R. Marais, „Enhanced polyphosphate organism cultures in activated sludge system”, Part 1: „Enhanced future development”, *Water South Africa* 1988, 14, s. 81-92
91. Michałkiewicz M., Jeż-Walkowiak J., Dymaczewski Z., Sozański M., „Dezynfekcja ścieków”, *Inżynieria Ekologiczna* 2011, 24, s. 38-51
92. K. Budzińska, A. Jurek, B. Szejniuk, G. Wroński, „Skuteczność usuwania zanieczyszczeń bakteriologicznych w procesach oczyszczania ścieków z zastosowaniem stawów biologicznych”, *Rocznik Ochrona Środowiska* 2011, 13, s. 1519-1530
93. N. Abdel-Raouf, A.A. Al-Homaidan, I.B.M. Ibraheem, "Microalgae and wastewater treatment", *Saudi Journal of Biological Science* 2012, 19,3, s. 257-275
94. N.F.Y. Tam, Y.S. Wong, "Wastewater nutrient removal by *Chlorella pyrenoidosa* and *Scenedesmus* sp.", *Environmental Pollution* 1989, 58, s. 19-34
95. L. Travieso, F. Benitez, R. Duperion, "Sewage treatment using immobilized microalgae", *Bioresource Technology* 1992, 40, 2, s. 183-187
96. W.J. Oswald, "Micro-algae and waste water treatment", *Microalgal Biotechnology*, Cambridge University Press 1988, s. 305-328
97. O. Hammouda, A. Gaber, N. Abdelraouf, "Microalgae and Wastewater Treatment", *Ecotoxicology and Environmental Safety* 1995, 31, 3, s. 205-210
98. K. Szwarc, D. Szwarc, M. Zieliński, "Removal of biogenic compounds from the post-fermentation effluent in a culture of *Chlorella vulgaris*", *Environmental Science and Pollution Research* 2020, 27, s. 111-117
99. M. Głowacki, I. Pisarek, „Oczyszczanie ścieków w gospodarstwie”, *Opolski Ośrodek Doradztwa Rolniczego*, Łosiów 2021
100. Ustawa z dnia 10 lipca 2007 o nawozach i nawożeniu, *Dz.U.* z 2007 r. Nr 147, poz. 1033

101. H.N. Sandefur, M. Asgharpour, J. Mariott, E. Gottberg, J. Vaden, M. Matlock, „Recovery of nutrients from swine wastewater using ultrafiltration. Application for microalgae cultivation in photobioreactors”, *Ecological Engineering* 2016, 94, s. 75-81
102. D. Pacha-Herrera, P.T. Nagy, T. Magyar, „Microalgae cultivation integrated into agro-industrial wastewater treatment”, *Ecocycles* 2021, 7, 2, s. 35-45
103. J. Kutera, „Gospodarka gnojowicą”, Wydawnictwo Akademii Rolniczej, Wrocław 1994
104. R.Y. Avula, H.M. Nelson, R.K. Singh, „Recycling of poultry proces wastewater by ultrafiltration”, *Innovative Food Science and Emerging Technologies* 2009, 10, s. 1-8
105. R.T. Hilares, K.A. Garcia Buston, F.P. Sanchez Vera, G.J. Colina Andrade, D.A. Pacheco Tanaka, „Acid precipitation followed by microalgae (*Chlorella vulgaris*) cultivation as a new approach for polutry slaughterhouse wastewater treatment”, *Bioresources Technologies* 2021, 335, 125284
106. M. Głowacki, „Zagrożenie działalnością rolniczą jakości wód podziemnych Triasu Opolskiego”, *Inżynieria Środowiska* 2003, 24, s. 5-16
107. A. Guldhe, F.A. Ansari, P. Singh, F. Bux, „Heterotrophic cultivation of microalgae using aquaculture wastewater: A Biorefinery Concept for Biomass Production and Nutrient Remediation”, *Ecological Engineerign* 2017, 99, 47-53
108. A. Steinhof-Wrzeźniewska, A. Rajmund, J. Godzwon, „Zużycie wody w wybranych branżach przemysłu spożywczego”, *Inżynieria Ekologiczna* 2013, 32, s. 164-171
109. K. Dziosa, M. Makowska, „Zastosowanie surowych ścieków mleczarskich jako pożywki do hodowli mikroalg *Chlorella* sp.” *Inżynieria Ekologiczna* 2017, 18, s. 5-9
110. B. Molinuevo-Salces, B. Riano, D. Hernandez, M.C. Garcia-Gonzalez, „Microalgal and wastewater treatment: Advantages and Disadvantages”, *Microalgal Biotechnology for Development of Biofuel and Wastewater Treatment* 2019, 155934872, 505-533
111. A.L. Goncalves, J.C.M. Pires, M. Simoes, „A Review on the Use of Microalgal Consortia for Wastewater Treatment”, *Algal Research* 2017, 24, s. 403-415
112. L. Brantes, B. Mendes, A.B. Vermelho, „Allelopathy as a Potential Strategy to Improve Microalgal Cultivation”, *Biotechnology for Biofuels* 2013, 6, s. 1-14
113. M. Singh, D.L. Reynolds, K.C. Das, „Microalgal system for treatment of Effluent from Poultry Litter Anaerobic Digestion”, *Bioresources Technology* 2011, 102, s. 10841-10848
114. A. Shahid, S. Malik, H. Zhu, J. Xu, M.Z. Nawaz, S. Nawaz, „Cultivating Microalgae in Wastewater for Biomass Production, Pollutant Removal and Atmospheric Carbon Mitigation: A Review”, *Science of the Total Environment* 2020, 704, s. 1-17
115. E. Ghanem, F.M. Raushel, „Detoxification of Organophosphate Nerve Agents by Bacterial Phosphotriesterase”, *Toxilology Applied Pharmacology* 2005, 207, s. 459-470
116. T.J. Nicodemus, C.C. DiRusso, M. Wilson, P.N. Black, „Reactive Oxygen Species (ROS) Mediated Degradation of Organophosphate Pesticides by the Green Microalgae *Coccomyxa subellipsoidea*”, *Bioresources Technology Reports* 2020, 11, 100461
117. M. Owland, K. Arouam, W.A. Wan Daud, S. Baroutian, „Removal of Hexavalent Chromium-Contained Water and Wastewater: A Review”, *Water, Air Soil Pollution* 2009, 200, s. 59-77

118. Rozporządzenie Ministra Gospodarki Morskiej i Żeglugi Śródlądowej z dnia 12 lipca 2019 r. w sprawie substancji szczególnie szkodliwych dla środowiska wodnego oraz warunków, jakie należy spełnić przy wprowadzaniu do wód lub do ziemi ścieków, a także przy odprowadzaniu wód opadowych lub roztopowych do wód lub do urządzeń wodnych Dz.U. z 2019 r. poz. 1311
119. M. Urbańska, "Biosorpcja z wykorzystaniem biomasy alg jako metoda usuwania jonów Cr(VI) i Cr(III) ze ścieków przemysłowych. Przegląd literatury", *Inżynieria i Kształtowanie środowiska* 2013, 61, s. 323-325
120. A. Piotrowska-Niczyporuk, A. Bajguz, „Udział glonów w fitoremediacji środowisk wodnych skażonych metalami ciężkimi”, w: A. Bajguz, I. Ciereszko, „Różnorodność biologiczna – od komórki do ekosystemu. Funkcjonowanie roślin i grzybów. Środowisko-eksperyment-edukacja”, *Polskie Towarzystwo Botaniczne* 2015 s. 239-252
121. K.K.I.U. Arunakumara, Z. Xuecheng, „Heavy Metal Bioaccumulation and Toxicity with Special Reference to Microalgae”, *Oceanic and Coastal Sea Research* 2008, 7, 1, s. 25-30
122. I. Jacukowicz-Sobala, „Współczesne metody usuwania chromu ze ścieków”, *Przemysł Chemiczny* 2009, 88, s. 51-60
123. A. Esposito, F. Pagnanelli, F. Veglio, „pH-related Equilibria Model for Biosorption in Single Metal System”, *Chemical Engineering Science* 2002, 57, 307-313
124. D. Filipiuk, L. Fuks, M. Majdan, „Biosorpcja jako metoda usuwania i odzysku metali ciężkich z wodnych ścieków przemysłowych”, *Przemysł Chemiczny* 2006, 85, 6, 417-422
125. M. Bałazińska, J. Zuwała, "Analiza możliwości zastosowania alg w procesie usuwania CO₂ z wykorzystaniem metody LCA", *Energetyka* 2015, sierpień, s. 505-509
126. P. Olszowiec, „Usuwanie zanieczyszczenia i wytwarzanie paliwa. Glony w energetyce”, *Energia Gigawat*, styczeń 2005, <https://www.cire.pl/pliki/2/alg.pdf>
127. M. Dębowski, M. Krzemieniewski, M. Zieliński, J. Kazimierowicz, „Immobilized Microalgae-Based Photobioreactor for CO₂ Capture (IMC-CO₂PBR): Efficiency Estimation, Technological Parameters and Prototype Concept”, *Atmosphere* 2021, 12, 1031
128. A. Skawińska, J. Lasek, M. Adamczyk, „Badanie procesów usuwania CO₂ przy udziale mikroalg”, *Inżynieria i Aparatura Chemiczna* 2014, 53, 4, s. 292-293
129. L. Brennan, P. Owende, „Biofuels from Microalgae – A review of Technologies for Production, Processing and Extractions of Biofuels and Co-products”, *Renewable Sustainable Energy Review* 2010, 14, 557-577
130. E. Molina Grima, F.G. Acien Fernandez, F. Garcia Camacho, Y. Chisti, „Photobioreactors: light regime, mass transfer and scaleup”, *Journal of Biotechnology* 1999, 70, s. 231-247
131. A. Lewicki, D. Janiczak, W. Czekala, "Przegląd instalacji do przemysłowej produkcji alg na biomasę", *Technika Rolnicza Ogrodnicza Leśna* 2013, 3, s. 11
132. M. Dębowski, M. Zieliński, M. Krzemieniewski, M. Dudek, A. Grała, „Microalgae – Cultivation Methods”, *Polish Journal of Natural Sciences* 2012, 27, 2, s. 151-164

133. T.R. Brown I. Dogaris, A. Meiser, L. Walmsley, M. Welch, G. Philippidis, „Development of a Scalable Cultivation System for Sustainable Production of Algal Biofuels”, 23 European Biomass Conference and Exhibition 2015, 1-4, s. 104-107
134. A. Demirbas, M.F. Demirbas, „Importance of Algae Oil as a Source of Biodiesel”, Energy Conversations and Management 2011, 52, s. 163-170
135. B.G. Satpati, R. Pal, „Microalgae – Biomass to Biodiesel: A Review”, Journal of Algal Biomass Utilization 2018, 9, 4, s. 11-37
136. E. Molina Grima, J. Fernandez, F.G. Acien Fernandez, Y. Chisti, „Tubular photobioreactor design for algal cultures”, Journal of Biotechnology 2001, 92, s. 113-131
137. A. Patyna, S. Witczak, "Przegląd fotobioreaktorów do produkcji biodiesla", Chemik 2016, 70, 10, s. 634-643
138. K. Kumar, C.N. Dasgupta, B. Nayak, P. Lindblad, D. Das, „Development of Suitable Photobioreactors for CO₂ sequestration Addressing Global Warming Using Green Algae and Cyanobacteria” Bioresource Technology 2011, 102, s. 4945-4953
139. <https://businesspl.com/index.php/informacje-prasowe/17929-czy-slyszales-o-produkcji-biomasy-z-alg> dostęp 2.12.2024
140. R.N. Singh, S. Sharma, „Development of Suitable Photobioreactor for Algae Production”, Renewable and Sustainable Energy Reviews 2012, 16, s. 2347-2353
141. K. Mikołajczak, „Hodowla mikroalg w fotobioreaktorach”, VI Wrocławska Konferencja Studentów Nauk Technicznych i Ścisłych Poznań 2017, s. 85-90
142. E. Kwietniewska, I. Krzemińska, J. Tys, A. Palcowska, „Systemy hodowlane wykorzystywane w produkcji biomasy mikroglonów”, Konferencja Ekoenergia, Lublin 2012, s. 224-228
143. Y. Chisti, „Shear sensitivity” in: „Encyclopedia of bioprocess technology: fermentation, biocatalysis and bioseparation”, (Eds M.C., Flickinger, S.W. Drew). Wiley 1999, 5, s. 2379-2406
144. M. J. Griffiths, R.G. Dicks, Ch. Richardson, S.T.L. Harrison, "Advantages and Challenges of Microalgae as a Source of Oil for Biodiesel", w: M. Stoytcheva, G. Montero, "Biodiesel - Feedstock and Processing Technologies", In Tech Croatia 2011, rozdział 9, s. 177-200
145. S.A. Scott, M.P. Davey, J.S. Dennis, I. Horst, C.J. Howe, D. Lea-Smith, A.G. Smith, "Biodiesel from Algae: Challenges and Prospects", Current Opinions in Biotechnology 2010, 21, s. 277-286
146. Y. Nakajima, M. Tsuzuki, R. Ueda, "Improved Productivity by Reduction of the Content of Light-Harvesting Pigment in *Chlamydomonas perigranulata*", Journal of Applied Phycology 2001, 13, 2, s. 95-101
147. X. Liu, J. Shen, R. Curtiss, "Fatty Acid Production in Genetically Modified Cyanobacteria", Proceedings of the national Academy of Sciences of the United States of America 2011, 108, 17, s. 6899-6904
148. <https://www.visthapitmahavidyalaya.ac.in/images/homework/botany-file-1-11.pdf> dostęp 21.02.2025

149. T. Proschold, E.H. Harris, A.W. Coleman, „Portrait of a Species: *Chlamydomonas reinhardtii*”, *Genetics* 2005, 170, 4, s. 1601-1610

Dyskusja i opis gatunków

150. M. Piliński, „Glony Zatoki Gdańskiej”, Cz.5 „Zielenice: klasa Euchlorophyceae”, Gdańsk 1988.

151. Y.M. Lee, Y. Kwak, Y.B. Lee, E.Y. Seo, J.H. Lee, „Exploring the Nutritional Biochemical Profiles and Biological Functions in the Green Microalga *Chlorella fusca*”, *Algae* 2024, 39, 3, s. 187-205

152. I. Shihira, R.W. Krauss, „*Chlorella*. Physiology and taxonomy of forty-one isolates”, University of Maryland 1965, s. 1-97

153. Cl Safi, B. Zebib, O. Marah, P.Y. Pontalier, C.V. Garcia, „Morphology, Composition, Production, Processing and Application of *Chlorella vulgaris*: A review”, *A Renewable and Sustainable Energy Reviews* 2014, 35, s. 265-278

154. S.Elliot, G. Georg, „Chapter 7. Nonmotile Coccoid and Colonial Green Algae”, w J.D. Wehr, R.G. Sheath, J. Kociolek, „Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification”, Elsevier Incorporated 2014

155. http://protist.i.hosei.ac.jp/pdb/images/chlorophyta/Chlorococcum/sp_3b.html dostęp 23.01.2025

156. A.A. Gontcharov, A.Y. Nikulin, V.Y. Nikulin, V.B. Bagmet, R.Z. Allaguvatova, S.R. Abdullin, „New Species of *Chloroidium* (Trebouxiophyceae, Chlorophyta) from East Asia”, *Plants* 2021, 10, 12, 2560

157. F. Goecke, J. Noda, M. Paliocha, H.R. Gislerod, „ Revision of *Coelastrella* (Scenedesmaceae, Chlorophyta) and First Register of this Green Coccoid Microalga for Continental Norway”, *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 2020, 36, 10, 149

158. https://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=131500 dostęp 21.01.2025

159. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=44105 dostęp 21.01.2025

160. M. Demura, „New species and species diversity of *Desmodesmus* (Chlorophyceae, Chlorophyta) in Saga City, Japan”, *Nature, Scientific Reports* 2024, 14:18980

161. F.R. Trainor, P.F. Egan, „The role of bristles in the distribution of *Scenedesmus* (Chlorophyceae)”, *Brithis Phycology Journal* 1998, 23, s. 135-141

162. M. Lurling, „Phenotypic plasticity in the green algae *Desmodesmus* and *Scenedesmus* with special reference to the induction of defensive morphology”, *International Journal of Limnology* 2003, 39(2), s. 85-101

163. E. Hegewald, A. Schmidt, A. Braband, P. Tsarenko, „Revision of the *Desmodesmus* (Sphaeropleales, Scenedesmaceae) species with lateral spines. 2. The multi-spined to spinless taxa”, *Algology Study* 2005, 116, s. 1-38

164.

https://fmp.conncoll.edu/Silicasecchidisk/LucidKeys3.5/Keys_v3.5/Carolina35_Key/Media/Html/Dictyosphaerium_Main.html dostęp 23.01.2025

165. T. Proschold, „Updating the Genus *Dictyosphaerium* and Description of *Mucidosphaerium* Gen. Nov. (Trebouxiophyceae) Based on Morphological and Molecular Data”, *Journal of Phycology* 2011, 47, 3, s. 638-652
166. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43408 dostęp 24.01.2025
167. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43375 dostęp 24.01.2025
168. R. Le-Reuvre, P. Morga-Suazo, J. Gonzalez, S.R. San-Martin, „Biotechnology Applied to *Haematococcus pluvialis* Fotow: Challenges and Prospects for the Enhancement of Astaxantin Accumulation”, *Journal of Applied Phycology* 2020, 32, 6, s. 1-22
169. L. Burchardt, S. Balcerkiewicz, M. Kokociński, S. Samardakiewicz, Z. Adamski, „Occurrence of *Haematococcus pluvialis* Flotow Emend. Wille in a Small Artificial Pool on the University Campus of the Collegium Biologicum in Poznań (Poland)”, *Biodiversity Resources Conservation* 2006, 1, 2, s. 163-166
170. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43436 dostęp 25.01.2025
171. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43438 dostęp 26.01.2025
172. https://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=27719 dostęp 26.01.2025
173. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43439 dostęp 26.01.2025
174. A.D. Temraleeva, S.V. Moskalenko, M.V. El'tsov, I.M. Vagapov, A.Yu. Ovchinnikov, L.A. Gugalinskaya, V.M. Alifanov, D.L. Pinskii, „Stability and Morphological and Molecular-Genetic Identification of Algae in Buried Soil”, *Soil Biology* 2017, 50, s. 952-960
175. L. Stenclova, K. Fucikova, J. Kastovsky, M. Pazoutova, „Molecular and Morphological Delimitation and Genetic Classification of the Family Oocystaceae (Trebouxiophyceae, Chlorophyta)”, *Journal of Phycology* 2017, 53, 6, s. 1263-1282
176. https://www.algaebase.org/search/bibliography/detail/?biblio_id=60627 dostęp 27.01.2025
177. https://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=167005 dostęp 27.01.2025
178. https://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=27860 dostęp 28.01.2025
179. T. Patwal, M. Baranwal, „*Scenedesmus acutus* Extracellular Polysaccharides Produced Under Increased Concentration of Sulphur and Phosphorus Exhibited Enhanced Proliferation of Peripheral Blood Mononuclear Cells”, *Biotechnology* 2021, 11, 4, 171
180. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43474 dostęp 27.01.2025
181. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=38330 dostęp 28.01.2025
182. A.T. Van, U. Karsten, K. Glaser, „A Chemosystematic Investigation of Selected *Stichococcus*-like Organisms (Trebouxiophyta)”, *Algae* 2021, 36, 2, s. 123-135
183. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43592 dostęp 28.01.2025
184. Y. Yamamoto, H. Nakahara, „Life Cycle of Cyanobacterium *Aphanizomenon flos-aquae*”, *Taiwania* 2009, 54, 2, s. 113-117
185. A. Borowik, A. Rymuszka, A. Sierosławska, T. Skowroński, „Oddziaływanie cyjanotoksyn na układ odpornościowy ryb”, *Ekotoksykologia w ochronie środowiska* 2008, s. 45-48

186. A. Błaszczuk, A. Toruńska, J. Kobos, G. Browarczyk-Matusiak, H. Mazur-Marzec, „Ekologia toksycznych sinic”, Kosmos 2010, 59, 1-2, s. 173-198
187. B. Fenert, P.K. Zarzycki, „Charakterystyka wybranych właściwości leczniczych cyjanobakterii z rodzaju *Arthrospira*”, Bromatologia Chemia Toksykologia 2015, 48, 2, s. 223-228
188. M. Miklaszewska, M. Waleron, K. Waleron, „Biotechnologiczny potencjał cyjanobakterii z rodzaju *Arthrospira*”, Biotechnologia 2008, 3, 82, s. 119-142
189. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43076 dostęp 28.01.2025
190. A. Guasto, W. Waliszewski, „*Arthrospira platensis*”, Colegio Bolivar 2018-2019, s. 4-19
191. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=44059 dostęp 28.01.2025
192. O. Samylina, M. Sinetova, E.V. Kupriyanova, „Ecology and Biogeography of the Marine *Geitlerinema* Cluster and a Description of *Sodalinema orleansky* sp. nov., *Sodalinema gerasimenkoae* sp. nov., *Sodalinema stali* sp. nov. And *Baaleninema simplex* gen. et sp. nov (Oscillatoriales, Cyanobacteria)”, FEMS Microbiology Ecology 2021, 97, 8, s. 1-25
193. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43296 dostęp 29.01.2025
194. W.K. Dodds, D.A. Gudder, D. Mollenhauer, „The Ecology of *Nostoc*”, Journal of Phycology 2008, 31, 1, s. 2-18
195. P. Singh, J. Snokhousova, A. Saraf, A. Suradkar, J. Elster, „Phylogenetic Evaluation of the Genus *Nostoc* and Description of *Nostoc neudorfense* sp. nov., from the Czech Republic”, International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology 2020, 70, 4, s. 1-10
196. R. Kant, K. Sarma. J. Singh, N. Ziyaul, D.A. Saini, D. Das, M. Bhattacharya, „Diversity and Distribution Pattern of the Genus *Oscillatoria vaucher* ex gom (Oscillatoriales, Cyanoprokaryote) in Tripura, India”, Plant Archives 2021, 21, s. 251-258
197. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43083 dostęp 30.01.2025
198. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43079 dostęp 30.01.2025
199. K.A. Palińska, B. Deventer, K. Hariri, M. Łotocka, „A Taxonomic Study on *Phormidium*-group (Cyanobacteria) Based on Morphology, Pigments, RAPD Molecular Markers and RFLP Analysis of the 16SrRNA Gene Fragment”, Fottea 2011, 11, 1, s. 41-55
200. I. Jasser, C. Callieri, „*Picocyanobacteria*: The Smallest Cell-Size Cyanobacteria”, Handbook of Cyanobacterial Monitoring and Cyanotoxin Analysis 2016, s. 19-27
201. https://ccba.ug.edu.pl/pages/pl/przeglاد-kolekcji.php?section_id=153&page=1&pochodzenie=all&klasa=all&rodzaj=85&gatunek=all&symbol=all dostęp 12.02.2025
202. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=44060 dostęp 12.02.2025
203. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=42977 dostęp 12.02.2025
204. B.A. Whitton, P. Mateo, „Rivulariaceae”, w „Ecology of Cyanobacteria. II”, Springer 2012, s. 561-591
205. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=44599 dostęp 12.02.2025
206. K. Kukil, P. Lindberg, „Metabolic Engineering of *Synechocystis* sp. PCC6803 for the Improved Production of Phenylpropanoids”, Microbial Cell Factories 2024, 23, 57, s. 1-14

207. PN-EN 1484
208. PN-ISO 5664:2002
209. PN-EN 872:2007
210. EN ISO 6878:2004
211. T. Bednarz, A. Starzecka, G. Mazurkiewicz-Boroń, „Procesy mikrobiologiczne towarzyszące glonowym i sinicownym zakwitom wody”, *Wiadomości Botaniczne* 2002, 46(1/2), s. 45-55
212. A. Patyna, Ł. Biłos, M. Płaczek, S. Witczak, „Produktywność hodowli mikroglonów *Chlorella vulgaris* w warunkach laboratoryjnych”, *Ecological Engineering* 2017, 18, 3, s. 99-105
213. M. Makowska, „Hodowla alg *Chlorella* sp. w bioreaktorze zbiornikowym z mieszadłem mechanicznym”, *Engineering and Protection of Environment* 2017, 20(2), s. 237-248
214. L. Changling, Y. Hailin, L. Yuji, Ch. Luping, Z. Meng, Z. Ling, W. Wu, „Novel Bioconversion of Municipal Effluent and CO₂ into Protein riched *Chlorella vulgaris* Biomass”, *Bioresource Technology* 2013, 132, s. 171-177
215. K. Dziosa, M. Makowska, „Wpływ temperatury na przyrost biomasy mikroalg słodkowodnych hodowanych w bioreaktorach laboratoryjnych”, *Inżynieria i Aparatura Chemiczna* 2015, s. 152-153
216. N. Kujawska, A. Latała, S. Talbierz, „Opatentowany fotobioreaktor do produkcji nowych leków i nutraceutyków wytwarzanych na bazie mikroalg”, *Przegląd Lekarski* 2012, 69, 10, s. 1031-1034
217. C.M. Bellido-Pedraza, M. J. Torres, A. Llamas, „The Microalgae *Chlamydomonas* for Bioremediation and Bioproduct Production”, *Cells* 2024, 13, 13, 1137
218. Q.X. Kong, L. Li, B. Martinez, P. Chen, R. Ruan, „Culture of Microalgae *Chlamydomonas reinhardtii* in Wastewater for Biomass Feedstock Production”, *Applied Biochemistry and Biotechnology* 2010, 160, s. 9-18
219. W. Zhongjiang, W. Ziyue, W. Guixiang, Z. Yu, W. Lili, S. Yuhang, „Process Optimization of Cultivation of *Kirchneriella obesa* in Cattle Farm Wastewater”, *Transactions of the Chinese Society of Agricultural Engineering* 2021, 37, 24, s. 257-265
220. A. Morillas-Espana, R. Bermejo, R. Abdala-Diaz, A. Ruiz, T. Lafarga, G. Acien, J.M. Fernandez-Sevilla, „Biorefinery Approach Applied to the Production of Food Colourants and Biostimulants from *Oscillatoria* sp.”, *Biology* 2022, 11, 9, 1278
221. P.G. Falkowski, J.A. Raven, „Aquatic Photosynthesis”, Princeton University Press 2007, Second Edition
222. S.F. Mohsenpour, S. Hennige, N. Willoughby, A. Adeloye, T. Gutierrez, „Integrating micro-algae into wastewater treatment: A review”, *Science of The Total Environment* 2021, 752, 142168
223. J. Gonzalez-Camejo, P. Montero, S. Aparicio, M.V. Ruano, L. Borrás, A. Seco, R. Barat, „Nitrite Inhibition of Microalgae Induced by the Competition Between Microalgae and Nitrifying Bacteria”, *Water Research* 2020, 172, 115499

224. J.R. Gallon, M.A. Hashem, A.E. Chaplin, „Nitrogen Fixation by *Oscillatoria* spp. Under Autotrophic and Photoheterotrophic Conditions”, *Microbiology* 1991, 137, 1, s. 31-39
225. A. Hage, N. Lockett, G.P. Holbrook, „Phycoremediation of Municipal Wastewater by the Cold-Adapted Microalga *Monoraphidium* sp. Dek19”, *Water Environmental Research* 2018, 90, 11, s. 1938-1946
226. N.Choi, I.V.O. Nunes, G.O.M. Ohira, J.C.M. Carvalho, M.C. Matsudo, „Evaluation of *Monoraphidium contortum* for the Tertiary Treatment of Dairy Industry Wastewater and Biomass Production with Nitrogen Supplementation”, *Bioprocess and Biosystems Engineering* 2022, 46, s. 265-271
227. A. Daniłowicz, B. Drożdżik, A. Jacalska, A. Karło, J. Sumar-Górska, „The pretreatment of wastewater from dewatering of digested sludge in algal photobioreactors”, *Archives of Waste Management and Environmental Protection*, 2016, 18(2), s. 45-54
228. S. Ye, L. Gao, J. Zhao, M. An, H. Wu, M. Li, „Simultaneous wastewater treatment and lipid production by *Scenedesmus* sp. HXY2”, *Bioresource Technology* 2020, 302, 122903
229. T. Ahmad, T. Belwal, L. Li, S. Ramola, R.M. Aadil, Y. Xu, L. Zisheng, „Utilization of wastewater from edible oil industry, turning waste into valuable products: A review”, *Trends in Food Science and Technology* 2020, 99, s. 21-33
230. R. Braglia, L. Rugnini, S. Malizia, F. Scuderi, E.L. Redi, A. Canini, „Exploring the Potential in Water Cleanup from Metals and Nutrients of *Desmodesmus* sp. and *Amplelodesmos mauritanicus*”, *Plants (Basel)* 2021, 10(7), 1461
231. M. Zhang, X. Zhang, Q. Cheng, F. Shi, Y. Fu, J. Xu, B. Gu, J. Ma, L. Yang, Q. Zhou, H. Lin, „*Dictyosphaerium* sp. – Treated Aerobic Digestate of Perishable Waste as Substitution for Vegetable Hydroponic Nutrient Solution”, *Algal Research* 2024, 80, 103508
232. N. Kohlheb M. van Afferden, E. Lara, Z. Arbib, M. Conthe, Ch. Poitzsch, T. Marquardt, M. Becker, „Assessing the life-cycle sustainability of algae and bacteria-based wastewater treatment systems: high-rated algae pond and sequencing batch reactor”, *Journal of Environmental Management* 2020, 264, 110459
233. A. Mehrabadi, M.M. Fraid, R. Craggs, „Potential of five different isolated colonial algal species for wastewater treatment and biomass energy production”, *Algal Research* 2017, 21, s. 1-8