

ЭФФЕКТИВНОСТЬ ПОГЛОЩЕНИЯ CO₂ МИКРОВОДОРОСЛЯМИ
Arthrospira platensis ИЗ СМЕСИ, МОДЕЛИРУЮЩЕЙ ДЫМОВЫЕ ГАЗЫ¹© 2023 г. М. С. Власкин^{a, b, c, *}, С. В. Киселёва^{a, d}, Н. И. Чернова^{a, d},
А. В. Григоренко^a, К. Г. Рындин^a, О. С. Попель^a, С. Я. Маланий^e,
О. В. Славкина^e, Ф. де Фариас Навес^f, В. Кумар^{b, c}^a Объединенный институт высоких температур РАН, Ленинский просп., д. 14, Москва, 125412 Россия^b Graphic Era Hill University, Clement Town, 566/6, Society Area, Bell Road, Dehradun, Uttarakhand state, 248002 India^c Российский университет дружбы народов, ул. Миклухо-Маклая, д. 6, Москва, 117198 Россия^d Научно-исследовательская лаборатория возобновляемых источников энергии МГУ им. М.В. Ломоносова,
Ленинские горы, д. 1, Москва, 119991 Россия^e “Лукойл-Инжиниринг”, Покровский бульвар, д. 3 стр. 1, Москва, 109028 Россия^f University of the State of Santa Catarina, Brazil, Florianópolis, Av. Me. Benvenuta, 2007

*e-mail: vlaskin@inbox.ru

Поступила в редакцию 17.10.2022 г.

После доработки 19.11.2022 г.

Принята к публикации 25.11.2022 г.

Для достижения декарбонизации энергетики требуется поиск способов сокращения выбросов парниковых газов в окружающую среду, в том числе утилизации углекислого газа, образующегося при сжигании углеводородных топлив на энергетических объектах. Один из перспективных способов – это поглощение диоксида углерода биотой, причем не только наземными растениями, но и водными организмами, в том числе специально выращиваемыми микроводорослями. В данной работе проведено исследование эффективности абсорбции углекислого газа концентрацией около 6% из газовой смеси микроводорослями *Arthrospira platensis* (Nordst.) Geitl. Такая концентрация была выбрана на основе экспериментального определения содержания CO₂ в дымовых газах, образующихся на промышленных газопоршневых электростанциях. Эксперименты проводились с использованием закрытого фотобиореактора вместимостью 100 дм³, размещенного в газовой камере, позволяющей создавать повышенные концентрации CO₂ в газовой смеси. Максимальная скорость роста биомассы микроводорослей – 0.140 г/(дм³ · сут). Эффективность поглощения CO₂ микроводорослями составила 0.220 г/(дм³ · сут) по результатам определения продуктивности микроводорослей по биомассе и 0.235 г/(дм³ · сут) по результатам прямого измерения концентрации CO₂ в камере. Концентрация основных питательных веществ (гидрокарбонатов, фосфатов и нитратов) в среде за период эксперимента снизилась на 25–50%. Проведен сравнительный анализ потребления микроводорослями углерод-содержащих компонентов среды (НСО₃⁻, СО₃²⁻) при барботировании культуральных жидкостей газовой смесью с различным содержанием углекислого газа. В целом, продемонстрирована хорошая жизнеспособность микроводорослей *A. platensis* (высокое качество биомассы и высокая скорость роста) при культивировании ее в атмосфере с повышенной концентрацией (6%) CO₂.

Ключевые слова: микроводоросли, *Arthrospira platensis*, дымовые газы, фотобиореактор, газопоршневые мотор-генераторы, поглощение углекислого газа

DOI: 10.56304/S0040363623050077

В настоящее время концентрация углекислого газа в атмосфере Земли достигает 0.041%, что

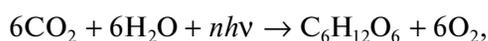
на 40% выше, чем в середине XIX в., при этом с каждым годом она увеличивается в среднем на 0.0002% [1]. Более 75% выбросов парниковых газов происходит при сжигании ископаемого топлива в энергетическом секторе [2]. В некоторых странах мира вводятся углеродные налоги, в связи с чем многие участники рынка ископаемых топлив вынуждены обращаться к “зеленым” ре-

¹ Исследование по теме “Устойчивая утилизация дымовых газов фототрофно-гетеротрофными микробными консорциумами в сочетании с производством биоэлектричества и биотоплива” выполнено при финансовой поддержке Российского научного фонда (грант № 22-49-02003). <https://rscf.ru/project/22-49-02003/>.

шениям. Поэтому разработка методов захвата и утилизации парниковых газов, в особенности CO_2 , является весьма актуальной задачей.

Для утилизации углекислого газа предлагают адсорбционные и абсорбционные технологии, криогенный способ, мембранные технологии, методы на основе химического связывания CO_2 и др. [3]. Основные проблемы, возникающие при реализации этих технологий, – большой расход энергии и сложность последующего восстановления газообразного диоксида углерода [4].

Естественным и устойчивым процессом поглощения CO_2 является фотосинтез [5], при котором под действием светового потока ($nh\nu$) в клетках растений, содержащих хлорофилл, из неорганических веществ образуются органические, необходимые для их роста:



где n – количество частиц света (фотонов); h – постоянная Планка; ν – частота излучения.

Углекислый газ, вода и энергия солнечного света преобразуются в энергию химических связей органических соединений и кислорода в процессе фотосинтеза, который, таким образом, обуславливает круговорот углерода и кислорода в природе.

Для биологического улавливания и связывания углерода в [6] предлагается использовать микроводоросли (МКВ), представляющие собой фотосинтезирующие микроорганизмы. Одно из важных преимуществ этих водорослей заключается в том, что они имеют более высокие удельные скорости роста и продуктивность по биомассе, чем другие фотосинтезирующие организмы, в том числе наземные растения [7].

Микроводоросли способны поглощать CO_2 как из атмосферы, так и из выбросов дымовых газов и превращать его в биомассу. Системы культивирования МКВ обеспечивают массоперенос углекислого газа в водную среду с последующим его растворением в различных формах, включая CO_2 , CO_3^{2-} , HCO_3^- и H_2CO_3 (в зависимости от pH среды) и, главное, поглощение его микроводорослями в процессе фотосинтеза [8]. В 1 кг биомассы МКВ может быть аккумулировано до 1.83–1.88 кг CO_2 [9, 10].

Особый интерес вызывает использование для выращивания МКВ углекислого газа именно из дымовых газов, в которых его концентрация весьма высока – до 15% (по объему) [11, 12].

Однако применение дымовых газов для культивирования МКВ сопряжено с определенными

трудностями. Во-первых, МКВ должны быть толерантны к высоким концентрациям CO_2 в дымовом газе. Во-вторых, дымовой газ, образующийся в процессе сжигания углеводородов на промышленных объектах, обычно содержит такие примеси, как SO_x и NO_x , которые могут негативно сказываться на росте МКВ [13]. Поэтому утилизация диоксида углерода из дымовых газов с помощью МКВ требует как технологической газоподготовки и разработки условий культивирования, так и поиска и адаптации штаммов микроорганизмов при повышенном содержании дымовых газов.

Для исследования в данной работе была выбрана *Arthrospira platensis* – одна из наиболее известных и широко культивируемых в мире микроводорослей/цианобактерией [14]. Преимуществами *A. platensis* являются способность расти в открытых установках без контаминации другими микроорганизмами вследствие высокой щелочности питательной среды для ее выращивания (pH = 8.5–11.5) и возможность использовать относительно простые и дешевые способы сбора биомассы.

Ранее уже проводились исследования толерантности МКВ *Arthrospira* (по старой классификации – *Spirulina*) к высокой концентрации CO_2 , а также дымовых газов [15–26]. Краткое описание условий культивирования и результаты исследований представлены в табл. 1. В целом можно отметить, что для роста МКВ при высоких концентрациях CO_2 удается создать соответствующие условия. Для адаптации МКВ к таким условиям в целях устойчивого их культивирования проводят биологическую (подбор штаммов, консорциумов микроорганизмов), химическую (варьирование химического состава среды) и физическую (определение оптимальных температуры и интенсивности света, подвод и разбавление газового потока) подготовку среды.

Цель настоящей работы – исследование возможности поглощения CO_2 из дымовых газов микроводорослями и дальнейшей их переработки в ценные продукты, в том числе биотопливо [27, 28]. В частности, актуальна проработка вопроса утилизации дымовых газов, образующихся при работе газопоршневых мотор-генераторов, используемых в том числе на объектах нефте- и газодобычи. Поэтому данная статья посвящена исследованию процесса выращивания биомассы микроводоросли *A. platensis* в газозооной среде с повышенным содержанием углекислого газа, соответствующим его концентрации в дымовых газах газопоршневых мотор-генераторов. Новизна работы заключается в том, что скорость погло-

Таблица 1. Опыт культивирования микроводорослей *Spirulina* при использовании CO₂ концентрацией 6% или дымовых газов

Штамм	Состав газовой среды	Условия культивирования	Показатели эффективности	Источник
<i>Spirulina platensis</i> NIES 46	Концентрации CO ₂ (0,01, 0,03, 0,07 и 1%) достигнуты путем пропуска CO ₂ через перфорированный камень для распыления воздушного потока	Рабочая вместимость реактора – 1000 см ³ . Температуру поддерживали постоянной на уровне 25 ± 1°С. Освещение осуществляли люминесцентными лампами дневного света с интенсивностью светового потока 130 мкмоль/(м ² · с)	Скорость роста биомассы при 0,07 и 0,03% CO ₂ оказалась практически одинаковой. При 1% CO ₂ в газозводной смеси был зафиксирован самый низкий рост биомассы микроводорослей	[15]
Штаммы <i>Spirulina</i> (LAMB171, LAMB172, and LAMB220) из Laboratory of Applied Microalgal Biology, Ocean University of China	Концентрации CO ₂ (2, 5, 10 и 15%) были достигнуты путем смешивания CO ₂ с окружающим воздухом	Был использован трубчатый фотобиореактор. Начальная плотность инокулята составляла 0,3 ± 0,02 г/дм ³ для каждого трубчатого фотобиореактора с рабочей вместимостью 650 см ³ . Было проведено три параллельных опыта, культивирование длилось 12 дней	Наилучшая производительность по биомассе и самая высокая скорость поглощения CO ₂ были получены при концентрации CO ₂ 10% для всех трех исследованных штаммов <i>Spirulina</i> . Наибольшая производительность по биомассе составила 272,12 мг/(дм ³ · сут) для штамма <i>Spirulina</i> LAMB171 при 10% CO ₂	[16]
<i>Spirulina platensis</i> PCC9108 из Pasteur Institute, Франция	Исследовали концентрации CO ₂ (1, 4, 6, 8 и 10%) и окружающий воздух в качестве контроля (0,036%)	Клетки культивировали в модифицированной культуральной среде, включающей BG-11 и ASN-III в соотношении объемов 1 : 1. Все эксперименты проводились с рабочей вместимостью 400 см ³ в колбах Эрленмейера, а начальная концентрация биомассы составляла 0,1 г/дм ³ . Прерывистое освещение с фотопериодом 16 ч света: 8 ч темноты осуществлялось с помощью четырех люминесцентных ламп мощностью 40 Вт, обеспечивающих освещенность на поверхности сосуда 3200 лк. Для сокращения длительности лаг-фазы культуры выращивали в газозводной смеси с концентрацией CO ₂ 1% в течение недели перед инокуляцией	Максимальная производительность по биомассе зафиксирована при 8% CO ₂ и составила 0,163 г/(дм ³ · сут)	[17]

Таблица 1. Продолжение

Штамм	Состав газовой среды	Условия культивирования	Показатели эффективности	Источник
Моноштамм <i>Spirulina platensis</i> из коллекции культур University of Texas, США, а также смешанная культура местных микроводорослей	Изучалось влияние концентрации CO ₂ в диапазоне 2.5–20%	Пилотная установка вместимостью 250 дм ³ представляла собой восемь колонн из полиэтилентерефалата диаметром 100 мм каждая, работавших последовательно. Среда Заррука	Оптимальная производительность наблюдалась при концентрации CO ₂ 10%. Смешанная культура показала большее ХПК* и питательных веществ (примерно 83% и более 99%), чем моноштамм, во всех изученных условиях. Продуктивность по биомассе 0.796–0.950 г/(дм ³ · сут), скорость поглощения углерода 0.542–1.075 г/(дм ³ · сут)	[18]
<i>Spirulina platensis</i> из коллекции ATCC (American Type Culture Collection) штамм 53844	Концентрации CO ₂ (0.5, 2.5, 5.0, 7.5 и 10%) при непрерывном барботировании CO ₂ со скоростью 0.5 дм ³ /мин	Среда Заррука, доведенная до конечного pH 9.0 ± 0.2. Эксперименты были проведены при температурах 15, 20, 25, 30 и 40°C. Интенсивность светового потока 60, 80, 100, 150 и 200 мкмоль/(м ² · с). Опыт длился 12 дней	Максимальная скорость поглощения CO ₂ составила 25.1 г/(м ³ · ч), а максимальный удельный рост биомассы был достигнут при 150 мкмоль/(м ² · с) 2.5% CO ₂ и температуре 25°C	[19]
Девять штаммов <i>Spirulina</i> , полученных из Laboratory of Applied Microalgae Biology, Ocean University of China	Концентрация CO ₂ 10%	Девять штаммов культивировали в трубчатых фотобиореакторах вместимостью 800 см ³ . Рабочая вместимость составляла 650 см ³ , а начальная концентрация биомассы – 0.1 ± 0.02 г/дм ³ . Модифицированная среда Заррука	Производительность штамма <i>Spirulina</i> LAMB220 по биомассе составила 229.26 мг/(дм ³ ·сут)	[20]
<i>S. platensis</i> штамм UTEX LB 2340 из University of Texas at Austin	Параметры исследования влияния концентрации CO ₂ и расхода газовой смеси: 3% CO ₂ при 50 см ³ /мин, 3% CO ₂ при 150 см ³ /мин, 6% CO ₂ при 50 см ³ /мин и 6% CO ₂ при 150 см ³ /мин	Цилиндрический фотоавтотрофный биореактор имел диаметр 4 см, глубину 65 см и вместимость 400 см ³ . pH среды сразу после инокуляции составлял 9.5. Температуру поддерживали на уровне 30°C. Интенсивность светового потока была постоянной на уровне 110 мкмоль/(м ² · с)	При концентрации 3% CO ₂ и расходе 150 см ³ /мин скорость роста микроводорослей была самой высокой, в то время как при концентрации 6% CO ₂ и расходе 150 см ³ /мин – самая низкая. Водородный показатель pH среды снизился с 9.5 до 8.7 (3% CO ₂) и 8.4 (6% CO ₂)	[21]

Таблица 1. Продолжение

Штамм	Состав газовой среды	Условия культивирования	Показатели эффективности	Источник
<i>Spirulina platensis</i> из Qingdao Institute of Bioenergy and Bioprocess Technology, Chinese Academy of Sciences	Аэрация CO ₂ от 0 (воздух) до 100%	Фотобиореактор в виде стеклянной колонны (длина 0,5 м, внутренний диаметр 0,05 м, рабочая вместимость 0,007 м ³) использовались для культивирования микроводорослей. Освещали светодиодной лампой с интенсивностью светового потока 100 мкмоль/(м ² · с). Колонна аэрировалась воздухом с расходом 0,7 дм ³ /мин с различной концентрацией CO ₂ . Температура культуральной жидкости 30 ± 1 °С. Модифицированная среда Заррука	Выявлено, что микроводоросли могли легко справляться с высокой концентрацией CO ₂ , если pH среды поддерживался на определенном уровне	[22]
<i>Spirulina platensis</i> штамм UTEX 1926 из коллекции культур University of Texas	Смесь CO ₂ и NO _x , имитирующая дымовой газ	Импульсное и периодическое культивирование проводили на установке, состоящей из плексигласовой колонки диаметром 6 см, высотой 80 см и рабочей вместимостью 1,5 дм ³ , которая непрерывно освещается белыми люминесцентными лампами (две или четыре лампы по 36 Вт), расположенными примерно в 20 см от ее поверхности и обеспечивающими интенсивность светового потока 90–125 мкмоль/(м ² · с). Среда Шлэссера	В ходе предварительных тестов продемонстрирована скорость роста по биомассе 86,8 мг/(дм ³ · сут) и снижение CO ₂ до 229 мг/сут. При периодическом культивировании удалось добиться снижения выбросов CO ₂ до 407 мг/сут, удаления NO _x на 90,0% и скорости роста по биомассе на уровне 188,7 мг/(дм ³ · сут)	[23]
<i>Spirulina maxima</i> (FRPD 1183) из Institute of Research and Food Products, Kasetsart University, Банкок, Таиланд	Микроводоросли выращивались с использованием дымового газа, вырабатываемого компанией Ratchaburi Electricity Generating Company Limited, Таиланд. Водоросли культивировали с четырьмя различными концентрациями CO ₂ : базовый уровень (56,70 г/ч), 1,5-кратный базовый уровень (85,05 г/ч), 2-кратный базовый уровень (113,40 г/ч) и 2,5-кратный базовый уровень (141,75 г/ч)	Водоросли культивировали в открытых прудах (ширина 4 м, длина 30 м и высота 0,4 м) при интенсивности светового потока 690 мкмоль/(м ² · с), температуре 33–35 °С и перемешивали при 15 мин ⁻¹ с помощью лопастного колеса. Температура дымового газа понижалась с 200 до 30 °С с помощью системы охлаждения	Исследования показали, что концентрация источника углерода NaHCO ₃ может быть уменьшена по сравнению со стандартной средой Заррука с 16,8 до 8 г/дм ³ , обеспечивая выход свежей и сухой биомассы 206 и 21,57 кг соответственно в течение 30 дней культивирования. При 2,5-кратном базовом уровне концентрации CO ₂ достигнута наибольшая производительность по скорости роста биомассы	[24]

Таблица 1. Окончание

Штамм	Состав газовой среды	Условия культивирования	Показатели эффективности	Источник
<i>Spirulina platensis</i> из Research Center for Biotechnology, Indone-sia Institute of Sciences	Микроводоросли выращивались с использованием дымового газа, вырабатываемого угольным котлом. Состав дымового газа: 4.85% CO ₂ , 0.0343% CO, 0.0008% SO ₂ и 0.0008.5% NO ₂	В качестве питательной среды использовались сточные воды бумажной фабрики: рН – 7.3, ХПК – 107 мг/дм ³ , БПК ₅ – 83.5 мг/дм ³ , концентрация взвешенных частиц – 20.6 мг/дм ³ . Питательная среда была дополнена некоторыми химическими веществами, такими как мочевины в качестве источника азота (N) в количестве 0.05 г/дм ³ , KН ₂ РO ₄ в качестве источника фосфора (Р) в количестве 0.05 г/дм ³ и СаСО ₃ для повышения рН среды в количестве 0.0002 г/дм ³ . Исследование проводилось в четырех стеклянных резервуарах длиной 39 см, шириной 29 см и высотой 39 см каждый. В резервуары добавляли культуру <i>Spirulina platensis</i> в количестве 18 дм ³ и стоки бумажной фабрики в качестве среды в количестве 2 дм ³ . Дымовой газ подавался насосом с расходом 0.25, 0.5 и 0.75 дм ³ /мин через диффузор, установленный на дне резервуара, по 17 мин в течение 30 дней	Продуктивность роста биомассы составила 220 мг/(дм ³ · сут), или 39 г/(м ² · сут), при добавлении дымовых газов с расходом 0.75 дм ³ /мин	[25]
<i>Spirulina</i>	Десульфурированные дымовые газы подавались в систему с расходом 1000 м ³ /ч, для соединения использовалась 6-дюймовая ПВХ***-труба. Экспериментальный участок исследования был расположен на угольной электростанции Dalin на юге Тай-ваня	Использовался фотобиореактор общей вместимостью 30 м ³	Результаты исследования показали, что фотобиореактор способен поглощать 2234 кг СО ₂ в год. После учета выбросов СО ₂ вследствие потребления энергии на работу фотобиореактора предполагаемое нетто-количество СО ₂ , которое будет поглощено в рассматриваемой установке, составит 74 т/га в год	[26]

*ХПК – химическое потребление кислорода, мг/дм³.**БПК₅ – биохимическое потребление кислорода за 5 сут, мг/дм³.

***ПВХ – поливинилхлорид.

щения CO₂ определялась как по изменению оптической плотности биомассы, так и по результатам прямого измерения концентрации CO₂ в камере постоянного объема. Выращивание МКВ проводилось в фотобиореакторе, помещенном в камеру, внутри которой создавалась атмосфера с повышенным содержанием CO₂. Вместимость фотобиореактора составляла 100 дм³, камеры – 12 м³.

ЭКСПЕРИМЕНТАЛЬНАЯ ЧАСТЬ

Экспериментальные исследования эффективности поглощения микроводорослями углекислого газа из газовой смеси были проведены с учетом опыта культивирования МКВ при контроле роста и состояния биомассы, а также состава газовой смеси.

Культура микроводорослей и питательная среда

В качестве источника биомассы для определения эффективности утилизации CO₂ была использована культура сине-зеленой микроводоросли/цианобактерии *Arthrospira platensis rsemsu P (Bios)* с прямыми трихомами, образовавшимися в результате естественной морфологической изменчивости при многолетнем культивировании в лабораторных условиях. Исследовалась микроводоросль *A. platensis* (по старой классификации – *Spirulina platensis*), культивируемая с 1987 г. в Научно-исследовательской лаборатории возобновляемых источников энергии Географического факультета МГУ. Для первичного засева фотобиореакторов были использованы микроводоросли, которые выращивались в плоскостных культиваторах открытого типа полунепрерывным способом на питательной среде Заррука при постоянной освещенности 1.85 клк и температуре $t = 21^\circ\text{C}$ с приповерхностным перемешиванием. В состав среды Заррука входили следующие вещества, г/дм³:

NaHCO ₃	16.8
KNO ₃	3.0
K ₂ HPO ₄ ·3H ₂ O.....	0.66
K ₂ SO ₄	1.0
MgSO ₄ ·7H ₂ O.....	0.2
NaCl.....	1.0
CaCl ₂	0.04
FeSO ₄ ·7H ₂ O.....	0.018
ЭДТА.....	0.08

а также раствор микроэлементов в количестве 1 мг/дм³.

В экспериментах по определению эффективности утилизации CO₂ была использована полная среда Заррука, для приготовления которой применялась дистиллированная или водопроводная вода.

Экспериментальный фотобиореактор

Схема экспериментальной установки представлена на рис. 1. Фотобиореактор, разработанный и созданный для выполнения данных исследований, позволяет проводить длительное культивирование биомассы микроводорослей с возможностью периодического забора проб культуральной среды для контроля ее состава и скорости роста МКВ.

Фотобиореактор представляет собой вертикальную трубу из акрилового оргстекла внутренним диаметром 30 см и высотой 150 см; внутренний объем составляет около 100 дм³. По периметру реактора параллельно его оси и на расстоянии 20 см от внешней стороны расположены светодиодные ленты, закрепленные на зеркальном светоотражателе цилиндрической формы.

Освещенность на внешней поверхности реактора при максимальной мощности светодиодной ленты составляла 14.0–14.4 клк, а на его поверхности сразу за стенкой (с учетом снижения освещенности на стенке) равнялась 12.1–13.4 клк и определялась с помощью люксметра Digital Luxmeter MS6610 MASTECH.

Газовоздушная смесь подавалась в фотобиореактор снизу и распылялась на дне с помощью керамического распылителя. Реактор сверху закрывался крышкой, закрепленной двумя штуцерами диаметром 10 мм, при этом в крышке имелись отверстия для выхода газовой смеси. Для подачи газа в реактор использовался компрессор Hailea V30. Расход газа, создававшийся компрессором без сопротивления (т.е. через пустой фотобиореактор), составлял 26.6 дм³/мин, а через реактор, заполненный культуральной средой с микроводорослями, – 13 дм³/мин. Этот расход определялся с помощью счетчика газа барабанного типа Ritter, который подключался к одному из штуцеров крышки реактора (второй штуцер перекрывался).

Экспериментальная газовая камера

Фотобиореактор был установлен в центре герметичной камеры длиной 3 м, шириной и высотой по 2 м, которая была оборудована дверью шириной 600 мм и высотой 1600 мм (см. рис. 1),

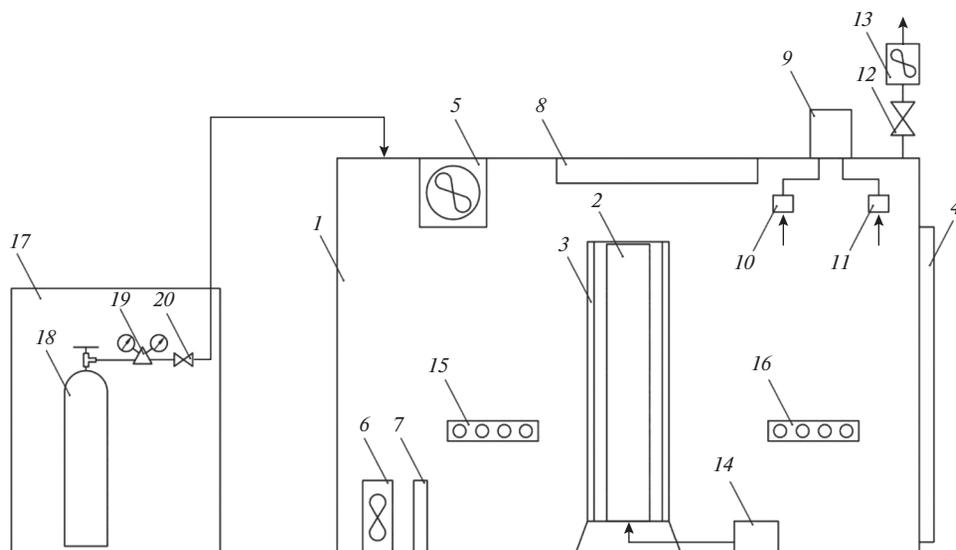


Рис. 1. Схема экспериментальной установки.

1 – камера; 2 – фотобиореактор; 3 – светильник на основе светодиодной ленты; 4 – дверь камеры; 5 – вентилятор верхний; 6 – вентилятор нижний; 7 – нагреватель; 8 – охладитель; 9 – автоматизированная система контроля и управления; 10 – газоанализатор; 11 – измеритель температуры, влажности и давления; 12 – задвижка; 13 – вентилятор вытяжной; 14 – компрессор; 15, 16 – розетки для питания оборудования внутри камеры; 17 – газоразрядная рампа; 18 – баллон с CO_2 ; 19 – редуктор; 20 – вентиль

уплотненной силиконовой прокладкой. В камере создавалась атмосфера с заданной концентрацией CO_2 или дымовых газов.

Камера оснащена нагревателем, охладителем, вытяжным вентилятором, розетками для питания оборудования, а также автоматизированной системой для контроля состава атмосферы внутри камеры и управления оборудованием. Для подачи в камеру углекислого газа к ней подключена газоразрядная рампа с газовыми баллонами.

С помощью газоанализатора МАГ-6 Т-8-16А (АО «Эксис») регистрировался состав атмосферы внутри камеры, а именно определялась концентрация следующих газов: диоксида углерода, кислорода, монооксида углерода, аммиака, метана, диоксида серы, диоксида азота. Диапазон измерения объемной доли диоксида углерода – от 0 до

10%. Пределы основной погрешности измерения: $\pm(0.02 + 0.05C_{\text{вх}})\%$ для диапазона от 0.0 до 1.0% и $\pm(0.1 + 0.05C_{\text{вх}})\%$ для диапазона от 0.0 до 10.0%, где $C_{\text{вх}}$ – объемная доля диоксида углерода на входе в газоанализатор.

Выбор концентрации CO_2

Для выбора концентрации CO_2 в экспериментальной газовой смеси были проведены замеры состава дымовых газов от газопоршневых электростанций на базе мотор-генераторов Caterpillar G3520C (объект компании «Лукойл»). Анализ состава дымовых газов выполнялся с помощью газоанализатора АГМ510 на пяти газопоршневых установках. Результаты определения компонентного состава дымовых газов представ-

Таблица 2. Компонентный состав дымовых газов на пяти установках на базе газопоршневых мотор-генераторов Caterpillar G3520C

Номер установки	Температура, °C	Коэффициент избытка воздуха	Концентрация компонентов					
			O_2 , %	CO_2 , %	CO, ppm	NO, ppm	NO_2 , ppm	SO_2 , ppm
1	489.1	1.74	9.59	6.36	655	283	6	0
2	485.4	1.71	9.38	6.47	716	357	32	2
3	475.3	1.72	9.39	6.47	651	253	10	0
4	473.0	1.85	10.25	6.00	440	239	46	0
5	488.4	1.74	9.55	6.38	579	151	38	7

лены в табл. 2, из которых следует, что концентрация CO₂ в дымовых газах составляла 6.00–6.47% (по объему), поэтому для экспериментов на фотобиореакторе начальная концентрация CO₂ была выбрана примерно 6% (по объему).

Методика проведения экспериментов

Культивирование МКВ проходило в полупрерывном режиме, причем через каждые 7 сут проводился отбор проб для определения концентрации и скорости роста биомассы, а также остаточного содержания питательных веществ. После отбора части биомассы через каждые 14 сут культуральная среда с МКВ вновь загружалась в фотобиореактор и устанавливалась начальная концентрация CO₂ в газовой смеси камеры (6%). В таком режиме было проведено четыре эксперимента, каждый из которых начинался при одной и той же исходной концентрации биомассы МКВ в культуральной среде. Условия проведения и описание экспериментов представлены в табл. 3. Эксперименты выполнялись на среде Заррука, в которую добавляли микроводоросли с начальной концентрацией 0.12 г/дм³ по сухому веществу. Затем камеру закрывали и в нее закачивали углекислый газ до заданной концентрации газовой смеси при открытой выхлопной трубе. После достижения определенной концентрации CO₂ выхлопную трубу перекрывали, в результате чего камера становилась полностью герметичной. По показаниям датчика газоанализатора отслеживалось изменение концентрации углекислого газа в ходе эксперимента.

С использованием автоматизированной системы контроля и управления в камере поддерживалась постоянная температура $27 \pm 1^\circ\text{C}$. Освещение в ходе эксперимента было непрерывным на максимальной мощности светодиодной ленты. Газ из камеры с помощью компрессора постоянно подавался в фотобиореактор через пористое дно. Внутри камеры создавались взаимно перпендикулярные потоки газовой смеси, которые перемешивались двумя вентиляторами, установленными в верхней и нижней частях камеры.

Продолжительность каждого эксперимента составляла 14 сут. Во всех экспериментах по истечении 7 сут производилась разгерметизация камеры и отбор пробы МКВ из фотобиореактора, после этого задавались те же значения концентрации CO₂ в камере, что были до ее разгерметизации. Пробу фильтровали и фильтрат отправляли на анализ.

Для фильтрации МКВ использовались сетчатые фильтры из нержавеющей стали с ячейками размером 100 мкм. В эксперименте № 2 фильтрация проводилась на бумажном фильтре ФС-3 с помощью нутч-фильтра (ГК “Руссредмет”) с водоструйным вакуумным насосом SHZ-D.

Методы исследования

Концентрацию биомассы МКВ определяли путем измерения ее оптической плотности на спектрофотометрах СФ-102 и КФК-2-УХЛ 42 (Россия) при длине волны 670 нм. Во всех экспериментах фиксировали начальную (1-е сутки), промежуточную (7-е сутки) и конечную (14-е сутки) концентрации биомассы МКВ в фотобиореакторе. Содержание компонентов и характеристики питательной среды (химическое потребление кислорода и биохимическое потребление кислорода, концентрации гидрокарбонатов, карбонатов, калия, магния, фосфатов, сульфатов, нитратов) в ходе экспериментов определяли по методикам указанным в табл. 4.

Микроскопический контроль за состоянием культуры МКВ выполняли с использованием оптического микроскопа AxioPlan 2 Imaging с камерой AxioCam MB и модульной системой обработки и анализа изображений AxioVision 3.1 (Carl Zeiss). Осуществляли также визуальный контроль состояния клеток МКВ, а именно: однородности состава, интенсивности пигментации, подвижности, наличия мертвых клеток, теряющих свое содержимое.

РЕЗУЛЬТАТЫ И ИХ ОБСУЖДЕНИЕ

Изменение концентрации биомассы в ходе экспериментов показано на рис. 2 и в табл. 5.

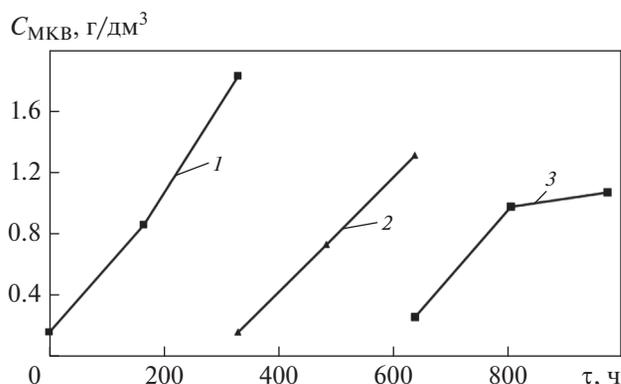


Рис. 2. Изменение во времени τ концентрации биомассы микроводорослей $S_{МКВ}$ в экспериментах с водопроводной водой. Эксперименты: 1 – № 2; 2 – № 3; 3 – № 4

Таблица 3. Условия проведения экспериментов

Условия экспериментов	Эксперимент			
	№ 1	№ 2	№ 3	№ 4
Начальный объем микроводорослей в фотобиореакторе, дм ³	70	70	70	70
Вода для приготовления среды	Дистиллированная	Водопроводная	Водопроводная	Водопроводная
Среда	Среда Заррука	Среда Заррука	Фильтрат эксперимента № 2 после отбора части биомассы путем фильтрования. Объем микроводорослей доведен до 70 дм ³ добавкой водопроводной воды. Добавка реактивов среды Заррука на 8-е сутки культивирования	Фильтрат эксперимента № 3 после отбора части биомассы путем фильтрования. Объем микроводорослей доведен до 70 дм ³ добавкой водопроводной воды
Начальная концентрация CO ₂ , %	6.00	6.00	6.00	6.00
Продолжительность, сут	14	14	14	14
Начальная концентрация микроводорослей, г/дм ³	0.12	0.16	0.16	0.26
Сбор биомассы	Биомасса отфильтрована на сетчатых фильтрах с ячейками размером 100 мкм. Оставшаяся культуральная жидкость слита, далее не использовалась	Биомасса отфильтрована на бумажных фильтрах. 60 дм ³ культуральной жидкости использовано повторно; 10 дм ³ культуральной жидкости не фильтровались, а применялись для засева в эксперименте № 3	Биомасса отфильтрована на сетчатых фильтрах с ячейками размером 100 мкм. 60 дм ³ культуральной жидкости использовано повторно; 10 дм ³ культуральной жидкости не фильтровались, а применялись для засева в эксперименте № 4	Биомасса отфильтрована на сетчатых фильтрах с ячейками размером 100 мкм. Оставшаяся культуральная жидкость слита, далее не использовалась
Собранная биомасса, г (по сухому веществу)	77.5	120.0	109.7	130.0

Таблица 4. Методики, методы определения и приборы для измерения компонентного состава среды для культивирования микроводорослей в ходе проведения экспериментов

Показатель	Нормативный документ на методику измерений	Метод определения	Приборы, оборудование
ХПК, мг O/дм ³	ПНДФ 14.1:2:3.100-97 (от 2016 г.)	Титрование	—
БПК ₅ , мг O ₂ /дм ³	ПНДФ 14.1:2:3:4.123-97 (от 2004 г.)		—
Содержание, мг/дм ³ :			
гидрокарбонатов	ГОСТ 31957-2012, метод А.2	Титрование	—
карбонатов	ГОСТ 31957-2012, метод А.2		—
калия	ПНДФ 14.1:2:4.135-98 (от 2008 г.)	Атомно-эмиссионная спектрометрия с индуктивно-связанной плазмой	Спектрометр эмиссионный с индуктивно-связанной плазмой Agilent 720 ICP-OES
магния	ПНДФ 14.1:2:4.135-98 (от 2008 г.)		
фосфатов	ГОСТ 31867-2012, п.4	Ионная хроматография и капиллярный электрофорез	Хроматограф ионный ICS-1600 с кондуктометрическим детектором
сульфатов	ГОСТ 31867-2012, п.4		
нитратов	ГОСТ 31867-2012, п.4		

Только в эксперименте № 1 (на дистиллированной воде) максимальная скорость роста концентрации достигалась в течение первых 7 сут, а в последующие 7 сут она увеличивалась незначительно. В экспериментах № 2 и 3 рост концентрации биомассы с 8-х по 14-е сутки изменялась практически так же, как и в первые 7 сут. В этих экспериментах не было недостатка в питательных веществах для роста биомассы (эксперимент № 2 проводился на свежеприготовленной полной среде Заррука, а в середине эксперимента № 3 компоненты среды Заррука были добавлены к культуральной жидкости). В эксперименте № 4 рост концентрации с 8-х по 14-е сутки был заметно ниже, чем в первые 7 сут. Это может быть вызвано расходом питательных веществ в ходе второй половины эксперимента № 4; после 7 сут этого эксперимента добавления питательных веществ не проводилось.

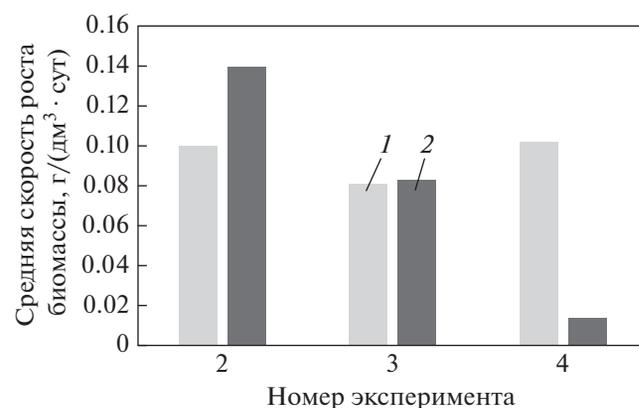
Скорость роста биомассы представлена на рис. 3. Видно, что максимального значения 0.139 г/(дм³ · сут) она достигает во второй половине эксперимента № 2. Скорость роста биомассы на всем протяжении эксперимента № 3 была примерно одинаковой и составляла около 0.08 г/(дм³ · сут). В эксперименте № 4 этот показатель во второй половине эксперимента снизился относительно первой почти в 8 раз — с 0.102 до 0.013 г/(дм³ · сут). Причинами такого снижения являются уменьшение концентрации биогенных элементов в культуральной среде, обеспечивающих рост МКВ, накопление метаболитов и другие факторы.

Наблюдение за состоянием культуры (микроскопирование) показало, что клетки МКВ на всех этапах эксперимента находились в жизнеспособ-

Таблица 5. Концентрация биомассы микроводорослей в экспериментах № 1–4, г/дм³

Эксперимент	Сутки эксперимента		
	1-е	7-е	14-е
1	0.12	0.96	1.07
2	0.16	0.86	1.83
3	0.16	0.73	1.31
4	0.26	0.97	1.07

ном состоянии и постоянно делились. На рис. 4 представлены типичные снимки микроводоросли *A. platensis* в световом микроскопе с разным увеличением. В поле зрения присутствовало много коротких фрагментов — гормогониев, трихомы были интенсивно окрашены в сине-зеленый

**Рис. 3.** Средняя скорость роста биомассы в экспериментах № 2–4. Сутки эксперимента: 1 – с 1-х по 7-е; 2 – с 8-х по 14-е

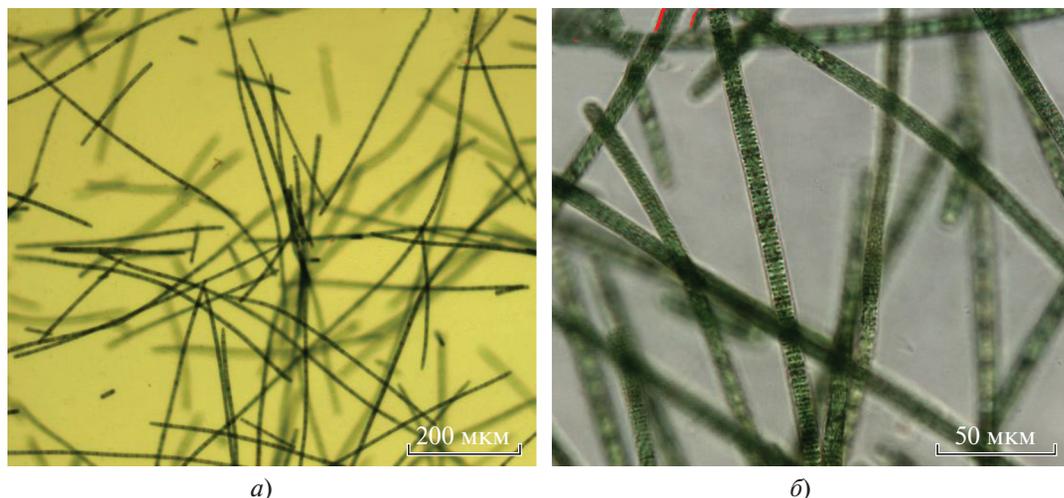


Рис. 4. Фотографии микроводоросли *A. platensis* в световом микроскопе

цвет. На всех этапах эксперимента контаминации культуры посторонней микрофлорой не наблюдалось.

В ходе экспериментов проводилось измерение концентрации биогенных элементов, входящих в состав питательных сред. Следует отметить, что при выращивании МКВ без добавления CO_2 в культуральную жидкость по мере роста биомассы должно сокращаться общее содержание растворенного в воде углерода, поглощаемого биомассой, и одновременно, вследствие изменения pH, часть углерода должна переходить из формы HCO_3^- в CO_3^{2-} . В результате должно наблюдаться снижение абсолютных значений HCO_3^- и повышение CO_3^{2-} . В эксперименте выявлено слабое уменьшение содержания HCO_3^- (на 0.85–1.00% от исходной его концентрации в сутки). Концентрация CO_3^{2-} после первоначального повышения оставалась фактически на одном уровне. Вероятно, содержание HCO_3^- восполнялось в ходе экспериментов благодаря растворению в среде углекислого газа; кроме того, в результате растворения CO_2 не происходило такого значительного роста pH, которое наблюдается в случае выращивания *A. platensis* без барботажа углекислым газом. Это также приводило к смещению равновесного состояния углеродной системы в сторону образования HCO_3^- .

Анализ состава питательной среды по завершении экспериментов показал изменение концентраций важнейших ее компонентов — закономерное снижение содержания основных питательных веществ (фосфатов и нитратов) на 25–50%. Отсут-

ствие заметного осадка (нерастворенные неорганические компоненты среды, отмершие клетки микроводорослей) в фотобиореакторе, а также резкого защелачивания (увеличения pH до 12 и более) указывает на эффективность режима культивирования с барботажем культуральной среды газозооной смесью, а также на то, что ингибирование роста микроводорослей значительной (6%) концентрацией CO_2 в этой смеси не происходит.

Для оценки эффективности поглощения CO_2 из газозооной смеси при культивировании МКВ определяли фоновое изменение концентрации углекислого газа в камере, тем самым учитывали как растворение его в объеме питательной среды (без МКВ), так и диффузию газов через неплотности камеры. При фоновых измерениях фотобиореактор заполнялся культуральной жидкостью со средой Заррука в том же объеме, что и в экспериментах с МКВ (70 дм³), но без засева микроводорослями. Фоновое падение концентрации диоксида углерода в камере составило в среднем около $2 \times 10^{-3}\%$ /ч, или 0.05%/сут.

На рис. 5, а показано изменение концентрации CO_2 в камере в эксперименте № 1 (с дистиллированной водой). Падение концентрации CO_2 до нулевых значений в середине эксперимента связано с открытием камеры для отбора пробы биомассы из фотобиореактора. По изменению наклона кривой можно сделать вывод, что во второй половине эксперимента скорость падения концентрации CO_2 уменьшилась. Это соответствует результатам определения изменения оптической плотности биомассы в ходе эксперимента № 1, из которых следует, что во второй его половине изменение концентрации биомас-

сы МКВ было существенно меньше, чем в первой половине.

На рис. 5, б показано изменение концентрации CO₂ в камере в эксперименте № 2 (с водопроводной водой). Наклон кривой падения концентрации CO₂ в камере в первой и второй половинах эксперимента № 2 примерно одинаковый, что соответствует результатам определения изменения оптической плотности биомассы в ходе эксперимента. Разница в приросте концентрации биомассы МКВ в первой и второй половинах эксперимента № 2 невелика.

В табл. 6 представлены данные по изменению концентрации CO₂ в камере в экспериментах № 1–4: указана средняя скорость снижения концентрации CO₂ в течение всего эксперимента, а также в его первой и второй половинах. Видно, что скорость падения концентрации CO₂ в первой половине эксперимента № 1 максимальная – 0.16%/сут, во второй половине она снижается до 0.13%/сут. Полученные результаты согласуются с определением концентрации биомассы МКВ, из которого следует что рост массы МКВ во второй половине эксперимента № 1 также замедлялся. В первой и второй половинах эксперимента № 2 скорость падения концентрации CO₂ в камере была практически одинаковой и составляла около 0.13%/сут. В первой половине эксперимента № 3, который являлся продолжением эксперимента № 2, скорость поглощения CO₂ увеличивалась до 0.15%/сут, во второй же его половине заметна тенденция снижения этой скорости по сравнению с первой половиной. Однако из данных по концентрации биомассы МКВ следует, что скорость ее роста была примерно одинаковой в первой и второй половинах эксперимента. Минимальная скорость снижения концентрации CO₂ в камере наблюдалась во

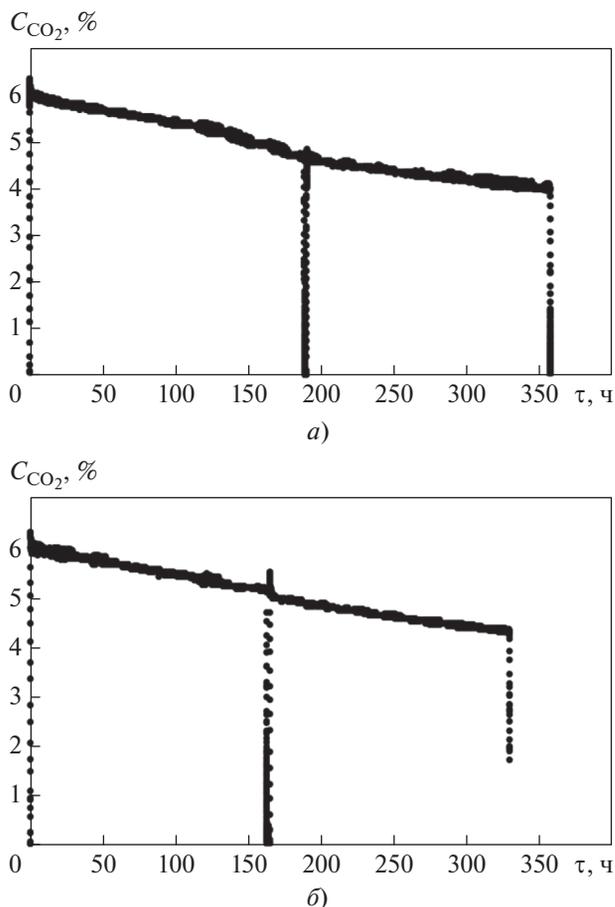


Рис. 5. Изменение во времени τ концентрации углекислого газа C_{CO_2} в камере в эксперименте № 1 (а) и № 2 (б)

второй половине эксперимента № 4, что, в целом, согласуется с данными по изменению концентрации биомассы МКВ в ходе экспериментов.

Для оценки эффективности поглощения микроводорослями CO₂ из газовой среды бы-

Таблица 6. Концентрация CO₂, %, в камере в экспериментах № 1–4

Номер эксперимента	Сутки эксперимента														Средняя скорость падения концентрации CO ₂ , %/сут			
	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	первая половина эксперимента	вторая половина эксперимента	весь эксперимент
	1	6.00	5.84	5.69	5.53	5.41	5.31	5.06	4.88	4.66	4.50	4.41	4.31	4.25	4.13			
2	6.01	5.88	5.69	5.56	5.44	5.34	5.22	5.09	4.88	4.75	4.66	4.56	4.47	4.36	4.21	0.13	0.13	0.13
3	6.00	5.78	5.61	5.49	5.35	5.21	5.07	4.95	4.81	4.68	4.60	4.48	4.39	4.30	4.21	0.15	0.11	0.12
4	6.00	5.72	5.60	5.44	5.34	5.22	5.13	5.00	4.88	4.79	4.69	4.57	4.48	4.39	4.31	0.14	0.10	0.12

ли проведены оценки по результатам как определения продуктивности их по биомассе, так и прямого измерения концентрации CO_2 в камере. По окончании эксперимента № 2 плотность биомассы МКВ увеличилась на 1.67 г/дм^3 . При объеме культуральной жидкости 70 дм^3 количество выращенной биомассы составило 117 г по сухой массе, что согласуется с экспериментальным значением полного сбора сухой биомассы как на промежуточных этапах эксперимента, так и после его окончания (120 г). В предположении, что в 1 кг биомассы МКВ аккумулируется 1.83 кг CO_2 [9, 10], масса поглощенного CO_2 равнялась 214 г .

В ходе эксперимента № 2 за период 14 сут концентрация CO_2 в газовой смеси уменьшилась с 6.01 до 4.21% (по объему), или в среднем около $0.13\%/сут$. Частично это связано с потерями CO_2 через неплотности в камере, частично – с поглощением CO_2 в процессе фотосинтеза МКВ. Уменьшение концентрации CO_2 , обусловленное фотосинтезом и определяемое аддитивным способом, составило $0.08\%/сут$. С учетом объема газовой камеры, плотности CO_2 1.77 кг/м^3 , температуры 27°C и давления 101 кПа абсолютное снижение количества углекислого газа оценено в 231 г .

Таким образом, выполненные различными способами оценки поглощенного в процессе роста микроводорослей CO_2 достаточно близки. Эффективность поглощения CO_2 микроводорослями в фотобиореакторе составила (по результатам определения продуктивности микроводорослей по биомассе) 15.3 г/сут , а при прямом измерении концентрации CO_2 в камере – 16.5 г/сут . В пересчете на 1 дм^3 культуральной жидкости с МКВ эффективность поглощения CO_2 оказалась равной $0.219 \text{ г/(дм}^3 \cdot \text{сут)}$ и $0.235 \text{ г/(дм}^3 \cdot \text{сут)}$ соответственно.

Изменение концентрации CO_2 в газовой камере, в целом, совпадает с приростом биомассы. При этом непротиворечивым остается практически неизменное содержание растворенного HCO_3^- (основной формы растворенного углерода, усваиваемой МКВ).

ВЫВОДЫ

1. Содержание основных питательных веществ в культуральной среде снизилось за весь период экспериментов на $25\text{--}50\%$. Проведенные химические анализы состава культуральной среды позволили рассчитать скорость поглощения биомассой компонентов среды (помимо углерода), определить массовые балансы, а также оценить перспективу использования процесса поглоще-

ния углекислого газа из газовой среды посредством культивирования МКВ.

2. Использование NaHCO_3 как основного источника углерода при выращивании *A. platensis* с постоянным барботажем культуральной жидкости углекислым газом с концентрацией 6% (по объему) является более эффективным по сравнению с выращиванием при концентрации CO_2 равной 0.04% (концентрация углекислого газа в атмосфере). В процессе проведения экспериментов происходило умеренное снижение содержания HCO_3^- (на $0.85\text{--}1.00\%$ исходной концентрации реактива в сутки), а уровень CO_3^{2-} при культивировании МКВ при высокой концентрации CO_2 остается практически постоянным. Микроводоросль *A. platensis* при культивировании в среде с концентрацией CO_2 6% обладает хорошей жизнеспособностью (качеством биомассы и скоростью ее роста).

3. Дальнейшая работа в данном направлении должна включать проверку толерантности к высоким концентрациям CO_2 новых штаммов и консорциумов микроорганизмов. Для разработки систем поглощения CO_2 из дымовых газов необходимы селекция и адаптация кандидатных штаммов микроорганизмов к росту непосредственно на дымовых газах.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. **Mansour M.** CO_2 emissions from fuel combustion. Highlights. Paris, France: International Energy Agency, 2018.
2. **Yoro K.O., Daramola M.O.** CO_2 emission sources, greenhouse gases, and the global warming effect // Advances in Carbon Capture. Amsterdam: The Woodhead Publishing, 2020. P. 3–28.
3. **Methods and techniques for CO_2 capture: Review of potential solutions and applications in modern energy technologies / P. Madejski, K. Chmiel, N. Subramanian, T. Kuś // Energies. 2022. V. 15. No. 3 (887). P. 1–21. <https://doi.org/10.3390/en15030887>**
4. **Potential of CO_2 capture from flue gases by physico-chemical and biological methods: A comparative study / I. Matito-Martos, C. Sepúlveda, C. Gómez, G. Ación, J. Perez-Carbajo, J.A. Delgado, V.I. Águeda // Chem. Eng. J. 2020. V. 417. P. 128020. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2020.128020>**
5. **CO_2 sequestration by hybrid integrative photosynthesis (CO_2 -SHIP): A green initiative for multi-product biorefineries / M.S. Kareya, I. Mariam, A.A. Nesamma, P.P. Jutur // Mater. Sci. Energy Technol. 2020. V. 3. P. 420–428. <https://doi.org/10.1016/j.mset.2020.03.002>**
6. **Minimizing carbon footprint via microalgae as a biological capture / H. Onyeaka, T. Miri, K. Obileke, A. Hart, C. Anumudu, Z.T. Al-Sharify // Carbon Capture Sci.**

- Technol. 2021. V. 1. P. 100007.
<https://doi.org/10.1016/j.ccst.2021.100007>
7. **Chapter 17** – CO₂ capture using microalgae / M.A. Vale, A. Ferreira, J.C.M. Pires, A.L. Gonçalves // *Advances in Carbon Capture: Methods, Technol. Appl.* United Kingdom: Woodhead Publishing, 2020. P. 381–405.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-819657-1.00017-7>
 8. **Van Den Hende S., Vervaeren H., Boon N.** Flue gas compounds and microalgae: (bio-)chemical interactions leading to biotechnological opportunities // *Bio-technol. Adv.* 2012. V. 30. No. 6. P. 1405–1424.
<https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2012.02.015>
 9. **Biosequestration** of atmospheric CO₂ and flue gas-containing CO₂ by microalgae / W.Y. Cheah, P.L. Show, J.-S. Chang, T.C. Ling, J.C. Juan // *Bioresour. Technol.* 2014. V. 184. No. 9. P. 190–201.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.11.026>
 10. **Zhao B., Su Y.** Process effect of microalgal-carbon dioxide fixation and biomass production: A review // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2014. V. 31 (C). P. 121–132.
<https://doi.org/10.1016/j.rser.2013.11.054>
 11. **Lam M.K., Lee K.T.** Renewable and sustainable bioenergies production from palm oil mill effluent (POME): Win–win strategies toward better environmental protection // *Biotechnol. Adv.* 2010. V. 29. No. 1. P. 124–141.
<https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2010.10.001>
 12. **Integration** of microalgae cultivation with industrial waste remediation for biofuel and bioenergy production: opportunities and limitations / P.J. McGinn, K.E. Dickinson, S. Bhatti, J.-C. Frigon, S.R. Guiot, S.J.B. O’Leary // *Photosynth. Res.* 2011. V. 109. No. 1. P. 231–247.
<https://doi.org/10.1007/s11120-011-9638-0>
 13. **Molitor H.R., Schnoor J.L.** Using simulated flue gas to rapidly grow nutritious microalgae with enhanced settleability // *ACS Omega.* 2020. V. 5. № 42. P. 27269–27277.
<https://doi.org/10.1021/acsomega.0c03492>
 14. **Long-term** cultivation of a native *Arthrospira platensis* (*Spirulina*) strain in Pozo Izquierdo (Gran Canaria, Spain): technical evidence for a viable production of food-grade biomass / F. Guidi, Z. Gojkovic, M. Venuleo, P.A.C.J. Assuncao, E. Portillo // *Processes.* 2021. V. 9. No. 8. P. 1333.
<https://doi.org/10.3390/pr9081333>
 15. **Effect** of CO₂ concentration on growth and photosynthesis of *Spirulina platensis* / S.-G. Kim, C.-S. Park, Y.-H. Park, S.-T. Lee, H.-M. Oh // *Conf. Proc.: Studies in surface science and catalysis.* Amsterdam, The Netherland, 2004. P. 295–298.
 16. **Effects** of CO₂ concentration on carbon fixation capability and production of valuable substances by *Spirulina* in a columnar photobioreactor / B. Zhu, T. Xiao, H. Shen, Y. Li, X. Ma, Y. Zhao, K. Pan // *Algal Res.* 2021. V. 56. P. 102310.
<https://doi.org/10.1016/j.algal.2021.102310>
 17. **Growth** response of *Spirulina platensis* PCC9108 to elevated CO₂ levels and flue gas / S.M. Hoseini, A. Almodarres, S. Afsharzadeh, M. Hatamipur, F. Montazeri // *Biol. J. Microorg.* 2014. V. 2. No. 8. P. 29–36
 18. **Impact** of CO₂ concentration and ambient conditions on microalgal growth and nutrient removal from wastewater by a photobioreactor / F. Almomani, A.M.D. Al Ketife, S.J. Judd, M. Shurair, R.R. Bhosale, H. Znad, M. Tawalbeh // *Sci. Total Environ.* 2019. V. 662. P. 662–671.
<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.01.144>
 19. **Ramirez-Perez J.C., James H.** Impact of salinity on the kinetics of CO₂ fixation by *Spirulina platensis* cultivated in semi-continuous photobioreactors // *Eclética Química. J.* 2021. V. 46. No. 1. P. 21–34.
<https://doi.org/10.26850/1678-4618eqj.v46.1.2021.p21-34>
 20. **Large-scale** cultivation of *Spirulina* for biological CO₂ mitigation in open raceway ponds using purified CO₂ from a coal chemical flue gas / B. Zhu, H. Shen, Y. Li, Q. Liu, G. Jin, J. Han, Y. Zhao, K. Pan // *Front. Bioeng. Biotechnol.* 2020. V. 7. P. 441.
<https://doi.org/10.3389/fbioe.2019.00441>
 21. **Kim Y.S., Lee S.-H.** Quantitative analysis of *Spirulina platensis* growth with CO₂ mixed aeration // *Environ. Eng. Res.* 2018. V. 23. No. 2. P. 216–222.
<https://doi.org/10.4491/eer.2017.193>
 22. **Liu W., Wang J., Liu T.** Low pH rather than high CO₂ concentration itself inhibits growth of *Arthrospira* // *Sci. Total Environ.* 2019. V. 666. P. 572–580.
<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.02.312>
 23. ***Spirulina platensis*** culture with flue gas feeding as a cyanobacteria-based carbon sequestration option / S. Arata, C. Strazza, A. Lodi, A. Del Borghi // *Chem. Eng. Technol.* 2013. V. 36. No. 1. P. 91–97
 24. **Iamtham S., Sornchai P.** Biofixation of CO₂ from a power plant through large-scale cultivation of *Spirulina maxima* // *South African J. of Botany.* 2022. V. 147. P. 840–851.
<https://doi.org/10.1016/j.sajb.2022.03.028>
 25. **Setiawan Y., Asthary P.B., Saepulloh.** CO₂ flue gas capture for cultivation of *Spirulina platensis* in paper mill effluent medium // *AIP Conf. Proc.* 2019. V. 2120. P. 040005.
<https://doi.org/10.1063/1.5115643>
 26. **Application** of power plant flue gas in a photobioreactor to grow *Spirulina* algae, and a bioactivity analysis of the algal water-soluble polysaccharides / H.-W. Chen, T.-S. Yang, M.-J. Chen, Y.-C. Chang, C.-Y. Lin, E.I.C. Wang, C.-L. Ho, K.-M. Huang, C.-C. Yu, F.-L. Yang, S.-H. Wu, Y.-C. Lu, L. K.-P. Chao // *Bioresour. Technol.* 2012. V. 120. P. 256–263.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.04.106>
 27. **Гидротермальное сжижение** микроводорослей для получения биотоплив: современное состояние и перспективы развития / М. С. Власкин, Н. И. Чернова, С. В. Киселева, О. С. Попель, А. З. Жук // *Теплоэнергетика.* 2017. № 9. С. 5–16.
<https://doi.org/10.1134/S0040363617090107>
 28. **Чернова Н.И., Киселева С.В., Попель О.С.** Эффективность производства биодизеля из микроводорослей // *Теплоэнергетика.* 2014. № 6. С. 14–21.
<https://doi.org/10.1134/S0040363614060010>

Effectiveness of CO₂ Capture by *Arthrospira platensis* Microalgae from a Mixture Simulating Flue Gases

M. S. Vlaskin^{a,b,c,*}, S. V. Kiseleva^{a,d}, N. I. Chernova^{a,d}, A. V. Grigorenko^a, K. G. Ryndin^a, O. S. Popel'^a, S. Ya. Malanii^e, O. V. Slavkin^e, F. de Farias Naves^f, and V. Kumar^{b,c}

^a Joint Institute for High Temperatures, Russian Academy of Sciences, Moscow, 125412 Russia

^b Graphic Era Hill University, Dehradun, 248002 India

^c Peoples Friendship University of Russia, Moscow, 117198 Russia

^d Research Laboratory for Renewable Energy Sources, Moscow State University, Moscow, 119991 Russia

^e Lukoil-Engineering, Moscow, 109028 Russia

^f University of the State of Santa Catarina, Florianópolis, Brazil

*e-mail: vlaskin@inbox.ru

Abstract—Decarbonization of the power industry requires the search of methods for cutting down the greenhouse gas emissions into the environment, including utilization of carbon dioxide generated during combustion of hydrocarbon fuels at power facilities. One of the promising methods is the capture of carbon dioxide by biota, not only by terrestrial plants but also by aquatic organisms, including specially cultivated microalgae. In this work, the efficiency of the capture of carbon dioxide with a concentration of approximately 6% from a gas–air mixture by *Arthrospira platensis* (Nordst.) Geitl microalgae was studied. This concentration has been selected on the basis of experimentally determining the CO₂ content in flue gases formed at industrial gas-piston power plants. The experiments were performed using a closed photobioreactor with a capacity of 100 dm³ installed in a gas chamber enabling elevated CO₂ concentrations in an air–gas environment to be created. The maximum growth rate of the microalgae biomass is 0.140 g/(dm³ · day). The effectiveness of CO₂ capture by microalgae was 0.220 g/(dm³ · day) based on the results of determination of the microalgae productivity by biomass and 0.235 g/(dm³ · day) based on the results of direct measurement of CO₂ concentration in the chamber. The concentration of the main nutrients (such as bicarbonates, phosphates, and nitrates) in the medium decreased by 25–50% during the experiment period. A comparative analysis of the consumption of carbon-containing components of the medium (HCO₃⁻, CO₃²⁻) by microalgae during the bubbling of cultural liquids with a gas–air mixture with different carbon dioxide content was performed. In general, good viability of *A. platensis* microalgae (high quality of biomass and high rate of its growth) was demonstrated when it was cultivated in an atmosphere with a high concentration (6%) of CO₂.

Keywords: microalgae, *Arthrospira platensis*, flue gases, photobioreactor, gas-piston engine-generators, carbon dioxide capture