



Обзорная статья

05.18.15 – Технология и товароведение пищевых продуктов и функционального и специализированного назначения и общественного питания

УДК 663.15

doi: 10.25712/ASTU.2072-8921.2021.03.011

АНАЛИЗ ТЕХНОЛОГИЙ ПОЛУЧЕНИЯ МИКРОБНЫХ МАСЕЛ

Иван Игоревич Хвостов ¹, Анна Викторовна Борисова ²

^{1,2} Самарский государственный технический университет, Самара, Россия

¹ ivan.hvostov.98@mail.ru, <https://orcid.org/0000-0001-6149-5359>

² anna_borisova_63@mail.ru, <https://orcid.org/0000-0003-0833-987X>

Аннотация. В обзорной статье представлены зарубежные исследования и способы получения микробных масел, пригодных для использования в пищевых и нутрицевтических целях, а также для медицинского применения. Микробное масло в основном получают за счет глубоинной ферментации с помощью штаммов микроорганизмов, которые могут накапливать более 20 % своей сухой биомассы в виде липидов или свободных жирных кислот. Микробные масла получают путем культивирования дрожжей с высокой липидообразующей способностью совместно с микроводорослями, либо на различных питательных средах: подсырной сыворотке, патоке, крахмальных водах и др. Для получения микробных масел также используют нитчатые грибы, изоляты масляных дрожжей и иммобилизованные липазы. Большой интерес представляют устойчивые к изменению кислотности среды дрожжи, получение масел путем глубоинного культивирования таких дрожжей снижает затраты на производство продукта. Кроме того, меняя условия культивирования, можно контролировать качественный и количественный состав микробного масла, содержание полиненасыщенных кислот, выход свободных жирных кислот. Полученные микробные масла богаты пальмитиновой, олеиновой, линолевой и линоленовой кислотами, их содержание достигало до 47 %, максимальный выход масла был 64,8 %.

Ключевые слова: микробное масло, микроводоросли, маслянистые дрожжи, нитчатые грибы, *Yarrowia lipolytica*, *Umbelopsis (Mortierella) isabellina*, *Geotrichum candidum* NBT-1, *Pichia kudriavzevii* NBT-1, *Thermomyces lanuginosus*, *Rhodotorula glutinis*, *Chlorella vulgaris*, *Metschnikowia pulcherrima*.

Для цитирования: Хвостов, И. И., Борисова, А. В. Анализ технологий получения микробных масел // Ползуновский вестник. 2021. № 3. С. 83–88. doi: 10.25712/ASTU.2072-8921.2021.03.011.

BIOSYNTHESIS OF OILS

Ivan I. Khvostov¹, Anna V. Borisova²

^{1,2} Samara State Technical University, Samara, Russia

¹ ivan.hvostov.98@mail.ru, <https://orcid.org/0000-0001-6149-5359>

² anna_borisova_63@mail.ru, <https://orcid.org/0000-0003-0833-987X>

Abstract. In the review article, we examined foreign studies and methods of obtaining microbial oil suitable for use in food, nutraceutical purposes, as well as for medical purposes. Microbial oil is obtained by deep fermentation with strains of microorganisms capable of accumulating more than 20 % of their dry biomass in the form of lipids or free fatty acids. Microbial oils are obtained by cultivating oily yeast together with microalgae or on various nutrient media: cheese-whey, molasses, starch waters, etc. Filamentous fungi, oily yeast isolates and immobilized lipases are also used to obtain microbial oil. Microorganisms resistant to pH changes are of great interest. The cost of production will decrease if these microorganisms are used. The yield of free fatty acids, microbial oil, the content of polyunsaturated fatty acids varies under different cultivation conditions and fermentation modes. The obtained microbial oils contain a lot of palmitic, oleic, linoleic and linolenic acids (up to 47 %). The maximum oil yield was 64.8 %.

Keywords: microbial oil, microalgae, oily yeast, filamentous fungi, *Yarrowia lipolytica*, *Umbelopsis (Mortierella) isabellina*, *Geotrichum candidum* NBT-1, *Pichia kudriavzevii* NBT-1, *Thermomyces lanuginosus*, *Rhodotorula glutinis*, *Chlorella vulgaris*, *Metschnikowia pulcherrima*.

Forcitation: Khvostov, I. I. & Borisova, A. V. (2021). Biosynthesis of oils. *Polzunovskiy vestnik*, (3), 83-88. (In Russ.). doi: 10.25712/ASTU.2072-8921.2021.03.011.

Растительные масла являются важным компонентом в рационе питания человека. Растет потребность в пищевых и функциональных маслах и жирных кислотах, а также в маслах для нутрицевтических и медицинских целей.

Основным источником жиров, полиненасыщенных жирных кислот, стеаринов и других компонентов в питании человека являются продукты переработки масличных культур. Однако масличные культуры требовательны к условиям произрастания и качеству почвы. На данный момент основными поставщиками растительных масел выступают Индонезия, Малайзия, Бразилия и другие страны с теплым климатом.

Транспортировка масел по всему миру влечет за собой высокие затраты, повышение стоимости масла и дополнительные потери при нарушении норм перевозки, авариях и др.

Альтернативным решением данной проблемы является производство масел биотехнологическими методами. Это позволит производить растительные масла в любых климатических условиях.

ИСПОЛЬЗУЕМЫЕ КУЛЬТУРЫ МИКРООРГАНИЗМОВ

Для биосинтеза микробных масел используют масляные дрожжи следующих ви-

дов: *Yarrowia lipolytica*, *Geotrichum candidum* NBT-1, *Pichia kudriavzevii* NBT-1, *Thermomyces lanuginosus*, *Rhodotorula glutinis*, *Metschnikowia pulcherrima*, а также нитчатые грибы штамма *Umbelopsis (Mortierella) isabellina*.

Вид *Y. lipolytica*, созданный с помощью генетических методов, является продуцентом липазы. Для дрожжей данного вида липолитическая активность является таксономическим признаком. Оптимум температуры для продукции липазы дрожжами составляет 29 °С, рН среды 5,5. При температуре 42 °С не растет [1]. Данный вид дрожжей способен не только синтезировать микробное масло, но также накапливать более 20 % липидов от сухой массы [2].

Нитчатые грибы, такие как *U. isabellina*, производят масла, богатые мононенасыщенными жирными кислотами и полиненасыщенными жирными кислотами. Чистую культуру хранят при 4 °С на картофельно-декстрозном агаре. Данный вид грибов способен накапливать до 80 % липидов. Как правило, данный штамм используется для получения биотоплива, но исследования последних лет показали, что состав масла меняется в зависимости от условий культивирования, поэтому *U. isabellina* является перспективным «произ-

ПОЛЗУНОВСКИЙ ВЕСТНИК № 3 2021

водителем» микробного масла для пищевого использования [3].

В качестве источника среднецепочечных триглицеридов использовались изоляты дрожжей с высокой липидообразующей способностью штаммов *G. candidum* NBT-1, *P. kudriavzevii* NBT-1. *Thermomyces lanuginosus* выступал в качестве источника иммобилизованной липазы [4].

Также проводили исследования с применением устойчивых к изменению pH культур – *M. pulcherrima* [5].

УСЛОВИЯ И МЕТОДЫ ПОЛУЧЕНИЯ МИКРОБНОГО МАСЛА

В большинстве случаев основным методом получения микробных масел была ферментация выбранной культуры при оптимальных условиях. Ферментацию проводили при 25–28 °С в зависимости от штамма микроорганизмов в кислой среде на орбитальном термостатируемом шейкере инкубаторе при 120–500 об/мин [2, 3, 4, 5]. Ниже приведены более подробные сведения об условиях ферментации.

АНАЭРОБНАЯ ФЕРМЕНТАЦИЯ НА ОСНОВЕ МИКРОВОДОРОСЛЕЙ ДЛЯ ПРОИЗВОДСТВА МИКРОБНЫХ МАСЕЛ

Микроводоросли, выращенные в потоке сточных вод, широко используются при производстве биотоплива, биогаза и микробного масла для технических целей. Если микроводоросли культивировать в стерильных условиях, то их можно использовать в производстве микробного масла для пищевого применения.

Так, анаэробные микроорганизмы использовали для производства летучих жирных кислот (ЛЖК) с последующим сбраживанием дрожжами *Y. lipolytica*. Данный вид дрожжей способен не только синтезировать микробное масло, но и накапливать более 20 % липидов от сухой массы. Кроме того, у дрожжей короткий жизненный цикл, они могут расти при высокой плотности клеток.

Предварительно обработанную протеолитическими ферментами культуру микроводорослей подавали в качестве субстрата для получения высокой концентрации ЛЖК. Выход летучих веществ составил 6,3 г/л.

Затем ЛЖК концентрировали, центрифугировали и разделяли на две фракции: жидкая использовалась в качестве питательной среды для маслянистых дрожжей для производства микробного масла, а твердую под-

вергали анаэробному сбраживанию для получения биотоплива [6, 7].

Культуру масляных дрожжей *Y. lipolytica* выращивали в роторном шейкере при 25 °С и 150 об/мин, в течение 12 ч культура дрожжей достигала позднюю фазу экспоненциального роста [2, 8, 9]. Жидкую фракцию фильтровали и использовали в качестве субстрата для производства микробного масла. Ежедневно контролировали прирост биомассы и потребление ЛЖК. По окончании брожения (был полностью израсходован субстрат, прирост биомассы был максимальным) контролировали образование микробного масла.

Были израсходованы 86 % ЛЖК в течение первых 72 часов брожения, полностью брожение завершилось через 300 ч.

Устойчивый прирост биомассы был достигнут после 50 ч брожения, что совпало с максимальным потреблением ЛЖК.

Выход микробного масла составил 0,07 г/г ЛЖК.

Однако путь синтеза липидов из ЛЖК до конца не изучен. Гидрофильные субстраты проходят путь *denovo*, на них влияет содержание азота в среде – при повышенном его содержании выход микробного масла снижается [2].

ПОЛУЧЕНИЕ МИКРОБНОГО МАСЛА С ИСПОЛЬЗОВАНИЕМ *UMBELOPSIS (MORTIERELLA) ISABELLINA*

Вид *U. Isabellina* был получен из коллекции тропических культур Андре Тозелло. Посевной материал получали в стерильных чашках Петри, содержащих питательную среду картофельно-декстрозный агар (Potato-dextroseagar (PDA)) при 28 °С в течение 120 ч. Размножение клеток проводили с помощью диска грибного мицелия, который помещали в колбу с PDA средой и выдерживали в орбитальном шейкере. Ферментацию в больших объемах проводили в биореакторе с рубашкой с рабочим объемом 2,5 л с четырьмя перегородками, оснащённом шестью лопастями для перемешивания [3, 10].

После ферментации клетки промывали дистиллированной водой и центрифугировали. Затем клетки лиофилизировали, выход биомассы определяли гравиметрически. После мацерации клеток и хранения при –80 °С определяли содержание микробного масла.

Общее содержание липидов определяли гравиметрически.

Для анализа профиля жирных кислот органическую фракцию нагревали при 40 °С в потоке азота. Затем добавляли гексан и метанольный раствор KOH, интенсивно пере-

мешивали до полного растворения. Для анализа состава микробного масла использовали хроматографический метод [3, 11].

Выход микробного масла составил 31,77 %, из которых 16,68 % приходится на полиненасыщенные жирные кислоты.

При анализе состава микробного масла было идентифицировано 15 жирных кислот, основные из них: олеиновая (47 %), пальмитиновая (27 %), линолевая (11 %) и линоленовая (5 %).

Полученное микробное масло обладает хорошим профилем с заметным преобладанием жирных кислот семейства n-6 (линолевая и линоленовая кислоты), также отмечено присутствие семейства n-3 (α -линоленовая (ALA), эйкозапентаеновая (EPA) и докозагексаеновые кислоты (DHA)). У такого микробного масла большой потенциал для использования в пищевых целях и в нутрицевтике [3].

СИНТЕЗ МАСЛА С ВЫСОКИМ СОДЕРЖАНИЕМ СРЕДНЕЦЕПОЧЕЧНЫХ ТРИГЛИЦЕРИДОВ И ПОЛИНЕНАСЫЩЕННЫХ ЖИРНЫХ КИСЛОТ

Среднецепочечные жирные кислоты – класс относительно неисследованных функциональных жирных кислот с большим медицинским, пищевым и диетическим значением. Они усваиваются быстрее длинноцепочечных жирных кислот, напрямую попадают в печень, проходят β -окисление быстрее, а также снижают уровень холестерина в крови, помогают при переизбытке, эпилепсии, дефиците карнитина, в том числе среднецепочечные жирные кислоты являются важным компонентом детских смесей.

Однако масло, обогащенное исключительно среднецепочечными жирными кислотами, с точки зрения питания, считается неполноценным, в его составе должны присутствовать и другие жирные кислоты.

Создание масел с определенным составом может быть выполнено с помощью внесения дополнительных липидов, это приводит к образованию структурированных липидов.

В качестве каркасного масла используются растительные (за исключением масла кокоса, кукурузы и пальмового ядра), рыбные, микробные масла. Такие масла содержат C14-C20, в их составе всего 2–7 % среднецепочечных жирных кислот [4, 12].

Для ферментативного структурирования льняного масла использовались изоляты маслянистых дрожжей *G. candidum* NBT-1 и *P. kudriavzevii* NBT-13, они богаты каприловой кислотой и среднецепочечными жирными

кислотами (около 90 %). Также использовалась специфическая иммобилизованная липаза Immobead 150 из *Thermomyces lanuginosus* [13].

Структурирование липидов осуществлялось ферментно-опосредованным ацидолизом.

Изоляты масляных дрожжей преобразовывали в форму свободных жирных кислот, затем полученную смесь подкисляли соляной кислотой для высвобождения свободных жирных кислот.

Свободные жирные кислоты отделяли экстракцией с гексаном и последующим многократным промыванием дистиллированной водой.

Гексановый слой выпаривали для получения отдельных свободных жирных кислот.

Затем проводили реакцию ацидолиза. Иммобилизованную липазу добавляли к реакционной смеси вместе с гексаном и инкубировали на роторном шейкере. Через 24 ч липазу отделяли центрифугированием с последующей фильтрацией.

Полученная смесь содержала гексан, ацилглицерины и свободные жирные кислоты. Для удаления гексана к смеси добавляли равный объем 0,5 н спиртового раствора KOH, смесь интенсивно встряхивали в течение 15 мин.

Выход свободных жирных кислот из изолята маслянистых дрожжей *G. candidum* *P. kudriavzevii* составляли 10,15 % и 16,8 % соответственно [4].

СОВМЕСТНОЕ КУЛЬТИВИРОВАНИЕ МАСЛЯНИСТЫХ ДРОЖЖЕЙ И МИКРОВОДОРОСЛЕЙ

При таком способе культивирования можно добиться синергетического эффекта: при росте дрожжей выделяется CO₂, потребляемый микроводорослями, которые, в свою очередь, выделяют O₂ для осуществления процессов дыхания дрожжей. Также микроводоросли высвобождают органический углерод и вторичные метаболиты, которые могут потреблять дрожжи, что способствует накоплению и росту липидов [5, 14].

Таким способом культивировали дрожжи *Rhodotorula glutinis* и микроводоросль *Chlorella vulgaris*. В качестве субстрата использовали зерновую дробину после производства этилового спирта из сорго [15]. В зерновой дробине содержатся остаточные сахара, а также азот после сбраживания затора. При концентрации биомассы 21 г/л выход масла составил 28 % [5].

КУЛЬТИВИРОВАНИЕ ДРОЖЖЕЙ, УСТОЙЧИВЫХ К ИЗМЕНЕНИЮ pH

Строгий контроль pH увеличивает затраты при производстве.

В качестве устойчивой культуры были выбраны маслянистые дрожжи *M. pulcherrima* [16]. Их культивировали в открытом резервуаре при низких значениях pH с добавлением антимикробных компонентов. Выход микробного масла составил 30 % [5].

Также проводили культивирование дрожжей в неасептических условиях. Например, устойчивых к низким температурам дрожжей *Y. lipolytica* на нестерильной сырно-сывороточной среде при 15 °С, pH 5,5 [17].

Проводили открытое культивирование *R. glutinis* при высоких концентрациях патоки. За счет высокого содержания сахара не произошло бактериального заражения, в питательной среде увеличивалась биомасса только *R. glutinis*. В этом случае выход микробного масла был рекордным – 64,8 % [5].

ВЫВОДЫ

В данной статье представлен обзор существующих экспериментальных методов получения микробного масла для пищевого использования, были рассмотрены способы получения масла путем ферментации, совместного культивирования маслянистых дрожжей и микроводорослей, а также культивирования дрожжей, устойчивых к изменению pH.

В среднем выход микробного масла составил 28–32 %, наименьший выход был получен при культивировании дрожжей с высокой липидообразующей способностью *G. candidum* и *P. kudriavzevii* и составил 10, 15 и 16,8 %. Максимальный выход микробного масла составил 64,8 % при культивировании *R. glutinis* открытым методом при высоком содержании патоки. В этом случае не потребовалось дополнительных обработок, заражения патогенной микрофлорой не произошло, благодаря высокой концентрации сахара.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Fickers P., Benetti P.H., Wache Y., Marty A., Mauersberger S., Smit M.S., Nicaud J.-M. Hydrophobic substrate utilisation by the yeast *Yarrowialipolytica*, and its potential applications // FEMS Yeast Research. 2005. V. 5. I. 6–7. C. 527–543.
2. Llamas M., Magdalena J.A., Tomas-Pejo E., Gonzalez-Fernandez C. Microalgae-based anaerobic fermentation as a promising technology for producing biogas and microbial oils // Energy. 2020. V. 206. C. 118–184.

3. Somaca S., Pinto V.S., Vendruscolo R.G., Somacal S., Wagner R., Ballus C.A., Kuhn R.C., Mazutti M.A., Menezes C.R. Maximization of microbial oil containing polyunsaturated fatty acid production by *Umbelopsis (Mortierella) isabellina* // Biocatalysis and Agricultural Biotechnology. 2020. V. 30. C. 101831.
4. Diwan B., Gupta P. Synthesis of MCFA and PUFA rich oils by enzymatic structuring of flax oil with single cell oils // LWT. 2020. V. 133. C. 109928.
5. Karameroub E.E., Webb C. Cultivation modes for microbial oil production using oleaginous yeasts // Biochemical Engineering Journal. 2019. V. 151. C. 107322.
6. Cheah W.Y., Ling T.C., Show P.L., Juan, J.C., Chang J.-S., Lee D.-J. Cultivation in wastewaters for energy: a microalgae platform // Applied Energy. 2016. V. 179. C. 609–25.
7. Quiroz-Arita C.E., Peebles C., Bradley T.H. Scalability of combining microalgae-based biofuels with wastewater facilities // Algal Research. 2015. V. 9. C. 160–169.
8. Mahdy A., Mendez L., Ballesteros M., Gonzalez-Fernandez C. Protease pretreated *Chlorella vulgaris* biomass bioconversion to methane via semicontinuous anaerobic digestion // Fuel. 2015. V. 158. C. 35–41.
9. Mahdy A., Mendez L., Blanco S., Ballesteros M., Gonzalez-Fernandez C. Protease cell wall degradation of *Chlorella vulgaris*: effect on methane production // Bioresource Technology. 2014. V. 171. C. 421–427.
10. Asadi S.Z., Khosravi-Darani K., Nikoospour H., Bakhoda H. Evaluation of the effect of process variables on the fatty acid profile of single cell oil produced by *Mortierella* using solid-state fermentation // Critical Reviews in Biotechnology. 2015. V. 35, I. 1. C. 94–102.
11. Bellou S., Triantaphyllidou I.E., Aggeli D., Elazzazy A.M., Baeshen M.N., Aggelis G. Microbial oils as food additives: recent approaches for improving microbial oil production and its polyunsaturated fatty acid content // Current Opinion in Biotechnology. 2016. V. 37. C. 24–35.
12. Bach A.C., Babayan V.K. Medium-chain triglycerides : An update // American Journal of Clinical Nutrition. 1982. V. 36, I. 5. C. 950–962.
13. Barao C.E., de Paris L.D., Dantas J.H., Soares, C.M. F. de Castro, H.F. Zanin, G.M. de Moraes, F.F. Characterization of free and immobilized *Thermomyceslanuginosus* lipase for use in transesterification reactions // Industrial Biotechnology. 2014. V. 10. № 4. C. 305–309.
14. Ma X., Gao M., Gao Z., Wang J., Zhang M., Ma Y., Wang Q. Past, current, and future research on microalga-derived biodiesel: a critical review and bibliometric analysis // Environmental Science and Pollution Research. 2018. V. 25. C. 10596-10610.
15. Zhang Z., Ji H., Gong G., Zhang X., Tan T. Synergistic effects of oleaginous yeast *Rhodotorulaglutinis* and microalga *Chlorella vulgaris* for enhancement of biomass and lipid yields // Bioresource Technology. 2014. V. 164. C. 93–99.
16. Santamauro F., Whiffin F., Scott R., Chuck C. Low-cost lipid production by an oleaginous yeast cultured in non-sterile conditions using model waste resources // Biotechnology for Biofuels. 2014. V. 7. C. 34.

17. Taskin M., Saghafian A., Aydogan M.N., Arslan N.P. Microbial lipid production by cold-adapted oleaginous yeast *Yarrowialipolytica* B9 in non-sterile whey medium // *Biofuels, Bioproducts and Biorefining*. 2015. V. 9. C. 595–605.

Информация об авторах

И. И. Хвостов – бакалавр Самарского государственного технического университета.

А. В. Борисова – кандидат технических наук, доцент кафедры «Технологии и организации общественного питания» Самарского государственного технического университета.

REFERENCES

1. Fickers, P., Benetti, P.H., Wache, Y., Marty, A., Mauersberger, S., Smit, M.S. & Nicaud, J.-M. (2005). Hydrophobic substrate utilisation by the yeast *Yarrowialipolytica*, and its potential applications. *FEMS Yeast Research*. 5(6-7), 527-543.
2. Llamas, M., Magdalena, J.A., Tomas-Pejo, E. & Gonzalez-Fernandez, C. (2020). Microalgae-based an-aerobic fermentation as a promising technology for producing biogas and microbial oils. *Energy*. (206), 118184.
3. Somaca, S., Pinto, V.S., Vendruscolo, R.G., Somacal, S., Wagner, R., Ballus, C.A., Kuhn, R.C., Mazutti, M.A. & Menezes, C.R. (2020). Maximization of microbial oil containing polyunsaturated fatty acid production by *Umbelopsis (Mortierella) isabellina*. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*. (30), 101831.
4. Diwan, B. & Gupta, P. (2020). Synthesis of MCFA and PUFA rich oils by enzymatic structuring of flax oil with single cell oils. *LWT*. (133), 109928.
5. Karameroub, E.E. & Webb, C. (2019). Cultivation modes for microbial oil production using oleaginous yeasts. *Biochemical Engineering Journal*. (151), 107322.
6. Cheah, W.Y., Ling, T.C., Show, P.L., Juan, J.C., Chang, J.-S. & Lee, D.-J. (2016). Cultivation in wastewaters for energy: a microalgae platform. *Applied Energy*. (179), 609-25.
7. Quiroz-Arita, C.E., Peebles, C. & Bradley, T.H. (2015). Scalability of combining microalgae-based biofuels with wastewater facilities. *Algal Research*. (9), 160-169.
8. Mahdy, A., Mendez, L., Ballesteros, M. & Gonzalez-Fernandez, C. (2015). Protease pretreated *Chlorella vulgaris* biomass bioconversion to methane via semi-continuous anaerobic digestion. *Fuel*. (158), 35-41.

9. Mahdy, A., Mendez, L., Blanco, S., Ballesteros, M. & Gonzalez-Fernandez, C. (2014). Protease cell wall degradation of *Chlorella vulgaris*: effect on methane production. *Bioresource Technology*. (171), 421-427.

10. Asadi, S.Z., Khosravi-Darani, K., Nikoospour, H. & Bakhoda, H. (2015). Evaluation of the effect of process variables on the fatty acid profile of single cell oil produced by *Mortierella* using solid-state fermentation. *Critical Reviews in Biotechnology*. 35(1), 94–102.

11. Bellou, S., Triantaphyllidou, I.E., Aggeli, D., Elazzazy, A.M., Baeshen, M.N. & Aggelis, G. (2016). Microbial oils as food additives: recent approaches for improving microbial oil production and its polyunsaturated fatty acid content. *Current Opinion in Biotechnology*. (37), 24-35.

12. Bach, A.C. & Babayan, V.K. (1982). Medium-chain triglycerides: An update. *American Journal of Clinical Nutrition*. 36(5), 950-962.

13. Barao, C.E., de Paris, L.D., Dantas, J.H., Soares, C.M.F., de Castro, H.F., Zanin, G.M. & de Moraes, F.F. (2014). Characterization of free and immobilized *Thermomyceslanuginosus* lipase for use in transesterification reactions. *Industrial Biotechnology*. 10(4), 305-309.

14. Ma, X., Gao, M., Gao, Z., Wang, J., Zhang, M., Ma, Y. & Wang, Q. (2018). Past, current, and future research on microalga-derived biodiesel: a critical review and bibliometric analysis. *Environmental Science and Pollution Research*. (25), 10596-10610.

15. Zhang, Z., Ji, H., Gong, G., Zhang, X. & Tan, T. (2014). Synergistic effects of oleaginous yeast *Rhodotorulaglutinis* and microalga *Chlorella vulgaris* for enhancement of biomass and lipid yields. *Bioresource Technology*. (164), 93-99.

16. Santamauro, F., Whiffin, F., Scott, R. & Chuck, C. (2014). Low-cost lipid production by an oleaginous yeast cultured in non-sterile conditions using model waste resources. *Biotechnology for Biofuels*. (7), 34.

17. Taskin, M., Saghafian, A., Aydogan, M.N. & Arslan, N.P. (2015). Microbial lipid production by cold-adapted oleaginous yeast *Yarrowialipolytica* B9 in non-sterile whey medium. *Biofuels, Bioproducts and Biorefining*. (9), 595-605.

Information about the authors

I. I. Khvostov – bachelor of the Samara State Technical University.

A. V. Borisova – Candidate of Technical Sciences, Associate Professor of the Department of Technology and Organization of Public Catering of the Samara State Technical University.

*Авторы заявляют об отсутствии конфликта интересов.
The authors declare that there is no conflict of interest.*

Статья поступила в редакцию 06.06.2021; одобрена после рецензирования 03.09.2021; принята к публикации 10.09.2021.

The article was received by the editorial board on 6 June 21; approved after reviewing 3 Sep 21; accepted for publication on 10 Sep 21.