

2. Передобробка даних: видалення шуму та атмосферних спотворень, корегування освітлення. Для аналізу текстур проводять сегментацію зображення на однорідні за текстурою області.

3. Аналіз спектральних даних (розрахунків спектральних індексів, наприклад NDVI (Normalized Difference Vegetation Index), виявлення спектральних аномалій, класифікація зображень за типами поверхонь).

4. Аналіз текстури (розрахунків текстурних характеристик, таких як контрастність, енергія, кореляція, дисперсія, лакуарність, фрактальна розмірність; використання статистичних методів для виявлення текстурних аномалій, класифікація текстурних областей за типами поверхні).

5. Інтерпретація даних.

Традиційні методи аналізу включають порівняння спектральних сигнатур та текстурних характеристик з бібліотеками спектральних відбитків і текстур відомих об'єктів, використання статистичних методів виявлення аномалій.

Але пропонується використання сучасних методів машинного навчання.

Для виявлення спектральних або текстурних аномалій зазвичай використовують згорткові нейронні мережі (CNN). CNN можуть екстрагувати локальні та глобальні особливості з зображень. Для вирішення цієї задачі можуть бути використані різні архітектури CNN, такі як Alex Net, VGGNet, ResNet, InceptionNet.

Мережа тренується на наборі даних, що містять зображення з аномаліями та без них. Вказаний набір даних може бути зібраний вручну або автоматично. Для тренування мережі використовуються такі алгоритми оптимізації як Adam, SGD.

Після тренування мережа може бути використана для виявлення аномалій на нових зображеннях. Мережа генерує карту ймовірностей, де високі значення ймовірностей відповідають аномальним ділянкам.

Порівняння карт ймовірностей, отриманих на основі аналізу текстур та спектрального аналізу, значно підвищує точність визначення прихованих змін.

Безумовними перевагами використання алгоритмів глибокого навчання є:

- висока точність;
- універсальність;
- ефективність.

A REVIEW ON MICROALGAL METABOLITES EXTRACTION METHODS FOR BIOFUEL PRODUCTION

O. Stroganov¹, R. Hryhoriev², M. Rybak³, I. Levkun⁴

NTUU "Igor Sikorsky Kyiv Polytechnic Institute", Kyiv, Ukraine

¹ BSc, oleksii.stroganov@iit.kpi.ua

² BSc, rv.hryhoriev@gmail.com

³ BSc, rybak.mykolaj@iit.kpi.ua

⁴ PhD, kharn7428@gmail.com

For the last decade the possible fossil fuel shortage and global warming have been a motivation to continue the search for alternative fuel sources. Among the existing fossil fuels alternatives, higher alcohols (HAs) biofuels, such as butanol, pentanol and hexanol showed exceptionally good results as candidates for gasoline/diesel substitution [1], [2], [3].

However, despite the appealing fuel characteristics, their synthesis on industrial scale is debatable. The major reason for this is that HAs in high concentrations are toxic for many known microorganisms, which lead to insufficient product yields. Some authors suggest changing HAs synthesis to their precursors – aldehydes of higher alcohols (HADs) which showed much higher

yield during in situ product removal in microalgae [4]. Hence, extracting HAs and HADs from culture medium can improve host conditions and final product yield.

Besides, microalgae, specifically cyanobacteria are gram-negative photosynthesising bacteria that are considered viable biofuel producers, which not only can result in higher HADs yields, but also contributes to CO₂ fixation and lowering human carbon footprint [4], [5].

That said, this work focuses on reviewing the available extraction methods for microalgae metabolites, and selecting the methods which suit the best for HAs and HADs extraction.

In this study following extraction methods were reviewed due to their common use and wide range of applications [6]:

1. Organic solvent extraction (OSE).
2. Alternative solvents extraction (ASE).
3. Supercritical fluid extraction (SFE).

The general principle for the examined extraction methods lies in the difference of target solubility from the rest of the substances in the medium. To achieve this difference, specific solvents and conditions are employed.

It is important to notice that some methods require cell disruption, during which the metabolites captured inside the cells are released into the medium, making them available to be extracted. Cell disruption is another important process which deserves its own study; many available methods can be found in the literature [6], [7].

For this study the cost-effectiveness, ease of process upscaling, product purity, efficient HAs and HADs extraction, and environmental impact were used as the criteria for comparing methods mentioned above.

Among the examined methods, SFE was considered the most robust and effective extraction method, which can achieve high product purity with low environmental impact as well as straightforward transition from lab scale experiments to industrial scale production [8]. The main solvent is supercritical CO₂, which, alongside co-solvents and gauged conditions, can extract specific forms of aldehydes and alcohols. However, this method requires high-cost equipment and is not advised for early stage experiments.

Additionally, both OSE and ASE comprise various solvents that can be used for HAs and HADs extraction as well. However, these solvents have low selectivity, which makes extracted products of low purity and additional refining steps are required. OSE is a cheap and common method, one of its benefits is the fact that some solvents can be mixed with culture medium (e.g. oleyl alcohol) can absorb HAs and HADs, lowering the toxicity for microalgae in medium. ASE are generally more efficient than OSE and have higher selectivity, but are usually toxic for microalgae and must be used only in the final stages of production.

In conclusion, SFE is a recommended extraction method for a well-developed lab-production stage, whereas OSE and ASE are suitable for small lab-scale experiments.

REFERENCES

1. Yaman H., Yesilyurt M.K. // Eng. Sci. Technol. Int. J. 2021. 24(6): 1329–1346.
2. Yaman H., Doğan B., Yeşilyurt M.K., Erol D. // Arab. J. Sci. Eng. 2021. 46(12): 11937–11961.
3. Erdiwansyah, Mamat R., Sani M.S.M., Sudhakar K., Kadarohman A., Sardjono R.E. // Energy Rep. 2019. 5: 467–479.
4. Atsumi S., Higashide W., Liao J.C. // Nat. Biotechnol. 2009. 27(12): 1177–1180.
5. Knoot C.J., Ungerer J., Wangikar P.P., Pakrasi H.B. // J. Biol. Chem. 2018. 293(14): 5044–5052.
6. Corrêa P.S., Morais Júnior W.G., Martins A.A., Caetano N.S., Mata T.M. // Processes. 2021. 9(1): n. pag. doi: 10.3390/pr9010010.
7. de Carvalho J.C. et al. // Bioresour. Technol. 2020. 300: 122719.
8. Lehotay S.J., Schenck F.J. // Encyclopedia of Separation Science. 2000: 3409–3415.