



ZESZYTY ENERGETYCZNE, TOM VII

*Wyzwania naukowe w dobie światowej  
transformacji energetycznej*

2020, s. 185–197

---

---

## **Pirolityczna konwersja biomasy mikroalg wyprodukowanej na bazie ścieków z przemysłu spożywczego**

**Karolina Dziosa, Monika Makowska**

Sieć Badawcza Łukasiewicz,  
Instytut Technologii Eksploatacji w Radomiu  
e-mail: karolina.dziosa@itee.lukasiewicz.gov.pl

### **Streszczenie**

W pracy zbadano możliwość wytworzenia w procesie pirolizy biowęgla energetycznego z biomasy mikroalg. Eksperyment prowadzono w warunkach laboratoryjnych, stosując jako podłoże hodowlane surowe ścieki mleczarskie. Monitorowano zawartość substancji biogennych (azotu i fosforu ogólnego) w podłożu hodowlanym, z wykorzystaniem spektrofotometrii UV-Vis. Przyrost biomasy mikroalg oceniano na podstawie pomiaru gęstości optycznej. Odseparowaną z podłoża i wstępnie odwodnioną biomasę pohodowlaną poddano procesowi pirolizy w temperaturze 450°C. Zbadano strukturę oraz przeprowadzono analizę termiczną wytworzonego biowęgla. Zaproponowana metoda otrzymywania biowęgla oraz jego potencjał aplikacyjny mogą być odpowiedzią na aktualne problemy ochrony środowiska, które dotyczą łagodzenia skutków zmian klimatycznych poprzez produkcję „czystej energii” przy jednoczesnej sorpcji zanieczyszczeń i utylizacji odpadów przemysłowych.

Słowa kluczowe: mikroalgi, biomasa, biowęgiel, ścieki przemysłowe

## 1. Wprowadzenie

W ostatnich latach do największych wyzwań państw Unii Europejskiej należą te związane z ograniczeniem dostępności zasobów surowców energetycznych, degradacją środowiska przyrodniczego oraz zmianami klimatu [1]. Jednym z najważniejszych jest intensywne wykorzystywanie zasobów naturalnych, spowodowane rozwojem gospodarczym oraz stałym wzrostem liczby ludności [1], [2]. Zgodnie z rekomendacjami Polskiego Instytutu Ekonomicznego [1], do roku 2050 zużycie surowców energetycznych w krajach członkowskich zwiększy się niemal dwukrotnie, co jest związane z rewolucją w gospodarce odpadami.

Obowiązujący w gospodarce model linearny związany z pobieraniem ze środowiska naturalnego surowców, wytwarzaniem w dużych ilościach słabej jakości produktów i generowaniem odpadów, został zastąpiony przez model gospodarki o obiegu zamkniętym (GOZ) [1], [2]. Przejście do nowego modelu przyniesie trwałe korzyści w postaci bardziej innowacyjnej i wydajnej gospodarki [2]. Dzięki temu znacznie zwiększy się efektywność wykorzystania zasobów naturalnych i zostanie ograniczony negatywny wpływ odpadów na środowisko [1], [2]. Odpady pochodzące z różnych gałęzi przemysłowych, są doskonałym surowcem energetycznym i charakteryzują się niewiele niższymi wartościami parametrów energetycznych w porównaniu z węglem kamiennym. Unia Europejska nakłada na państwa członkowskie obowiązek zagospodarowania odpadów poprzez wykorzystanie ich potencjału materiałowego i energetycznego [1], [2]. Znaczne możliwości dla ich właściwego zagospodarowania stwarza zastosowanie metod biotechnologicznych [3]. Dzięki nim możliwe jest przekształcanie odpadów organicznych i ścieków, pochodzących z różnych gałęzi przemysłowych, m.in. w bionawozy czy biopolimery, z których powstają w pełni biodegradowalne biotworzywa oraz nowe biomateriały, mogące zostać powtórnie wykorzystane [3], [4].

Jednym z najszybciej rozwijających się działów gospodarki w Polsce, który generuje duże ilości odpadów i ścieków, jest sektor rolno-spożywczy [5]. Z całego tego sektora przemysł mleczarski jest branżą, w której produkcja oraz obsługa infrastruktury wymaga dostarczenia największej ilości wody wykorzystywanej w celach energetycznych, technologicznych oraz gospodarczo-higienicznych [6]. Ze względu na profil produkcyjny powstające w zakładach ścieki i odpady zawierają w swoim składzie resztki mleka oraz jego przetwory, środki stosowane do mycia zbiorników i instalacji produkcyjnych [5]–[8]. Ścieki mleczarskie charakteryzują się wysokim ładunkiem ChZT, BZT, dużą zawartością tłuszczów, laktozy oraz białka występującego w formie koloidalnej [8]–[10]. Ich kolejną cechą charakterystyczną jest obecność związków biogennych, w szczególności azotu i fosforu, których nie można efektywnie usunąć stosując tradycyjne metody (beztlenowe oraz tlenowe) wykorzystywane przy oczyszczaniu ścieków mleczarskich, a które są

niezbędne do życia dla mikroorganizmów np. mikroalg i mogą stanowić ich pożywkę [7], [8]. Mikroalgi asymilują duże ilości substancji biogenych, które wykorzystują w swoich komórkach do budowy kwasów nukleinowych, lipidów oraz wewnątrzustrojowej syntezy białek [7], [9]. Ich ilość zależy od gatunku i kształtuje się w zakresie 20–80% suchej masy [7], [9]. Dlatego też w ostatnich latach prowadzone są prace nad wykorzystaniem strumieni odpadowych pochodzących z przemysłu mleczarskiego, jako pożywki do hodowli mikroalg [7], [10]. Takie rozwiązanie ma ekonomiczne oraz technologiczne uzasadnienie, ponieważ zapewnia jednocześnie usunięcie zanieczyszczeń ze ścieków oraz produkcję biomasy mikroalg [7], [10]. Uzyskana w ten sposób biomasa może być poddawana procesom termicznym (np. pirolizie) [11], [12]. Zaletami wykorzystania mikroalg do produkcji biomasy, w porównaniu z tradycyjnymi roślinami uprawnymi, są: wyższa wydajność procesu fotosyntezy, wyższa efektywność produkcji, możliwość prowadzenia hodowli na nieużytkach rolnych oraz możliwość zagospodarowania mikroalg z akwenów wodnych w okresach letnich [13]. Proces pirolizy biomasy prowadzony jest w zakresie temperatur 400–700°C, a otrzymany bioprodukt, tj. biowęgiel, można zastosować jako biogaz, paliwo do produkcji odnawialnej energii elektrycznej, nawóz, suplement do pasz i karm dla zwierząt, materiał izolacyjny, składnik kosmetyków i farmaceutyków, wypełnienie filtrów do uzdatniania wody oraz materiał sorpcyjny [13], [14].

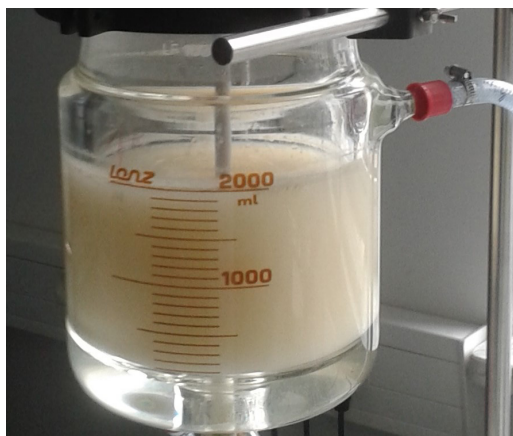
Celem pracy było wytworzenie, w wyniku procesu pirolizy, biowęgla energetycznego z biomasy mikroalg hodowanych na bazie ścieków mleczarskich.

## 2. Metodyka badań

### 2.1. Hodowla mikroalg

Do produkcji biomasy alg zastosowano szklany, cylindryczny bioreaktor laboratoryjny o pojemności 3 dm<sup>3</sup>, wyposażony w płaszcz grzejny, zawór spustowy, pokrywę z dwoma króćcami wlotowymi oraz mieszadło mechaniczne, zakończone końcówką typu kotwica (rys. 1 i 2). Mieszanie hodowli z prędkością 260 obr./min zapewniło utrzymywanie komórek mikroalg w zawiesinie oraz ich przepływ do najlepiej oświetlonych obszarów bioreaktora, transport CO<sub>2</sub> oraz maksymalną dostępność do składników pokarmowych. Hodowlę prowadzono w temperaturze 26°C i oświetlano dodatkowym źródłem światła białego o natężeniu 700÷920 lux.

Jako podłoże hodowlane zastosowano surowe ścieki rzeczywiste, pochodzące z lokalnej mleczarni. Charakterystyka ścieków została przedstawiona w tab. 1.



**Rys. 1.** Laboratoryjny bioreaktor do produkcji biomasy alg – zainicjowanie hodowli



**Rys. 2.** Laboratoryjny bioreaktor do produkcji biomasy alg – zakończenie hodowli

**Tabela 1.** Charakterystyka ścieków mleczarskich

| Parametr         | Wartość | Jednostka          |
|------------------|---------|--------------------|
| pH               | 7,31    | -                  |
| Azot całkowity   | 64,2    | mg/dm <sup>3</sup> |
| Azot amonowy     | 16,7    | mg/dm <sup>3</sup> |
| Fosfor całkowity | 19,7    | mg/dm <sup>3</sup> |
| ChZT             | 4040    | mg/dm <sup>3</sup> |
| Przewodność      | 1,5     | mS/cm              |
| Mętność          | 1392    | NTU                |
| Tłuszcz          | 0,02    | %                  |
| Białko           | 0,05    | %                  |
| Laktoza          | 0,07    | %                  |

Laboratoryjna hodowla została zaszczepiona przez mikroalgi z gromady zielenic – *Chlorella sp.* Przy doborze gatunku alg brano pod uwagę szybkie tempo namnażania komórek oraz odporność na zanieczyszczenia pochłaniane z podłoża hodowlanego. Szczepy mikroalg pochodziły z hodowli własnej, która została zapoczątkowana na bazie kultur pozyskanych z Instytutu Oceanografii Uniwersytetu Gdańskiego (Kolekcja Kultur Glonów Bałtyckich, symbol BA 103).

W trakcie prowadzonych badań oceniano efektywność przyrostu biomasy mikroalg na podstawie pomiaru gęstości optycznej (*OD*) oraz zmiany stężenia azotu całkowitego i fosforu całkowitego w podłożu hodowlanym. Do badań wykorzystano spektrofotometr UV-VIS Hach DR 6000. Oznaczając *OD*, pobierano 3,5 cm<sup>3</sup> badanej próbki i umieszczano w spektrofotometrycznej kuwecie pomiarowej, następnie mierzono absorpcję promieniowania w zakresie widzialnym przy długości fali 686 nm. Jako próbkę odniesienia

stosowano wodę destylowaną. Przy oznaczeniu w podłożu hodowlanym zawartości związków biogenych pobierano z bioreaktora 15 cm<sup>3</sup> próbki, którą poddawano filtracji przy zastosowaniu sączka bibułowego MN 619 (ø150 mm, grubość 0,17 mm, gramatura 75 g/mm<sup>2</sup>) do uzyskania klarownego, bezbarwnego roztworu. W przesączu określano zawartość azotu i fosforu ogólnego, stosując testy kuwetowe Hach Lange, zgodnie z metodami normatywnymi (tab. 2).

**Tabela 2.** Parametry fizykochemiczne oznaczane na początku i końcu hodowli

| Lp. | Oznaczany parametr        | Zakres pomiarowy [mg/dm <sup>3</sup> ] | Metoda/norma               | Długość fali [nm] |
|-----|---------------------------|--|----------------------------|-------------------|
| 1   | Zawartość azotu ogólnego  | 20÷100                                 | EN-ISO 11905-1             | 345               |
| 2   | Zawartość fosforuogólnego | 2÷20                                   | EN ISO 6878-1<br>DIN 38405 | 880               |

Eksperyment prowadzono przez 55 dni, do momentu wyczerpania składników pokarmowych z podłoża, ale zarazem nie dopuszczając do negatywnych, fizjologicznych zmian zachodzących w komórkach mikroalg w fazie zamierania. Granicznymi wartościami, które przyjęto w eksperymencie, był wzrost gęstości optycznej do poziomu powyżej 2,00, przy jednoczesnym spadku zawartości fosforuogólnego poniżej 1 mg/dm<sup>3</sup> [7], [15].



**Rys. 3.** Odwirowana biomasa mikroalg *Chlorella* sp. z podłoża hodowlanego

Kolejny etap prac polegał na separacji biomasy mikroalg z podłoża hodowlanego poprzez sedymentację oraz wirowanie (rys. 3). W procesie sedymentacji zawiesina mikroalg została wstępnie oddzielona od podłoża hodowlanego. Następnie uzyskaną biomasę odwirowano z prędkością 5000 rpm w czasie 15 min, przy zastosowaniu wirówki firmy Eppendorf, wyposażonej w 6-miejscowy rotor FA-45-30-11 (pojemność próbki wirowej 50 cm<sup>3</sup>).

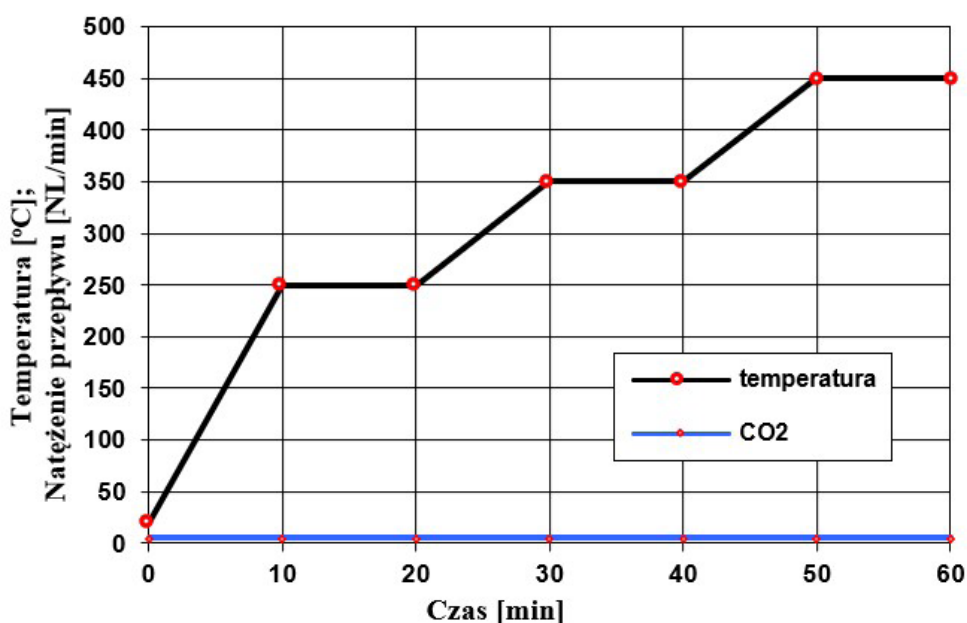
## 2.2. Proces pirolizy biomasy mikroalg *Chlorella sp.*

Kolejny etap prac polegał na przeprowadzeniu termicznego rozpadu wyhodowanej biomasy mikroalg *Chlorella sp.* W tym celu przeprowadzono proces niskotemperaturowej pirolizy z wykorzystaniem stanowiska laboratoryjnego wyposażonego w piec FCF-V12RM z regulatorem PID MRT-4 firmy Czyłok (rys. 4).

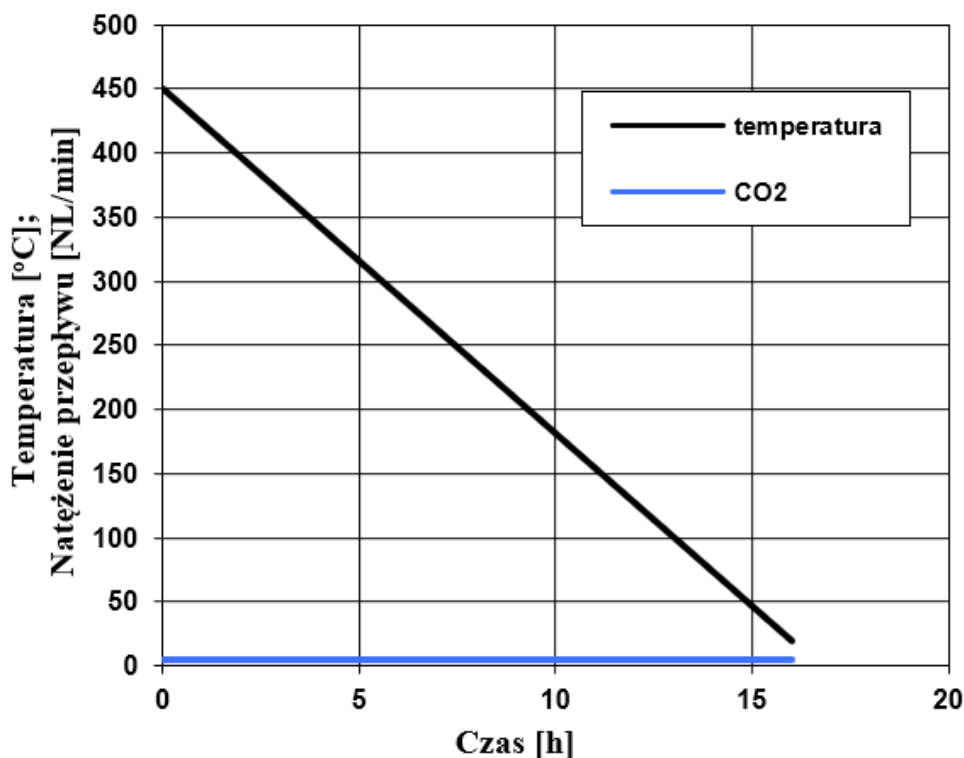


Rys. 4. Piec do prowadzenia procesu pirolizy

Proces prowadzono w warunkach 3-stopniowego ogrzewania kaskadowego, w temperaturze 450°C (rys. 5). Po zakończeniu procesu wygrzewania otrzymany produkt pozostawiano 24 h do samoistnego wystudzenia do temperatury pokojowej (rys. 6). Podczas prowadzenia procesu ogrzewania a następnie studzenia w komorze, stosowano jako gaz inertny ditlenek węgla o przepływie 5,0 dm<sup>3</sup>/min. W wyniku procesu pirolizy uzyskano biowęgiel.



Rys. 5. Kaskada nagrzewania próbki biomasy mikroalg

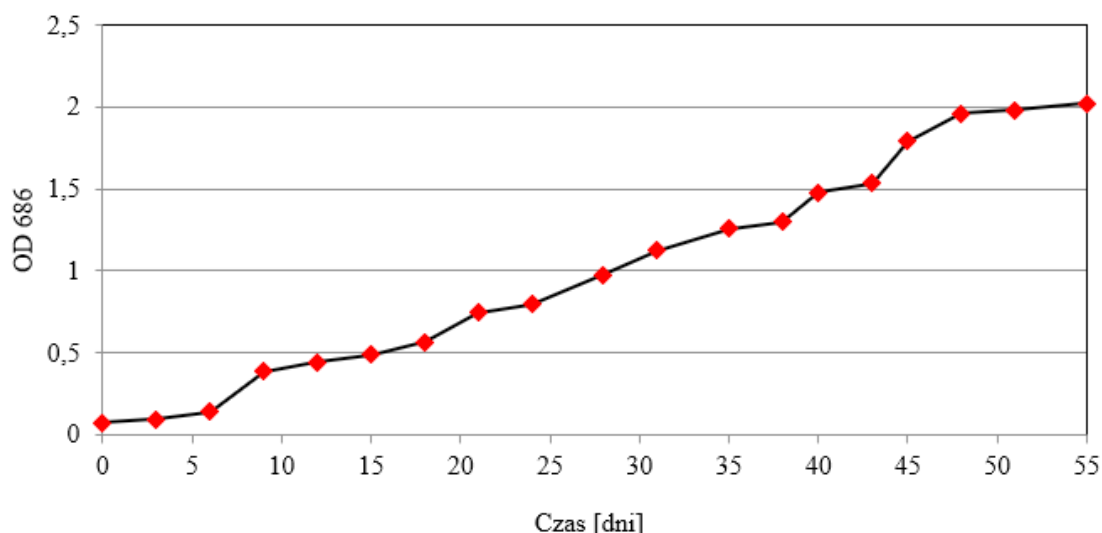


Rys. 6. Przebieg sezonowania otrzymanego produktu – biowęgla

W dalszej części eksperymentu zbadano mikrostrukturę wytworzonego biowęgla, z wykorzystaniem skaningowego mikroskopu elektronowego Hitachi SU-70 (SEM) przy powiększeniu  $\times 500$ . Biowęgiel poddano również analizie termicznej metodą DSC, przy zastosowaniu analizatora termicznego LABSystem SETARAM TG/DTA/DSC. Pomiary prowadzono w warunkach dynamicznych, przy liniowym wzroście temperatury w atmosferze gazu obojętnego. Metodę DSC wykorzystano do wyznaczenia efektu cieplnego zachodzącego podczas ogrzewania próbek, w warunkach gazu obojętnego. Pomiary DSC prowadzono stosując następujące warunki pomiaru: masa badanej próbki – ok.  $3,5 \pm 0,3$  mg, atmosfera –  $N_2$ , szybkość nagrzewania –  $5^\circ C/min$ , tygiel – Pt, zakres temperatury – od 25 do  $600^\circ C$ .

### 3. Wyniki badań

W prowadzonej hodowli okresowej efektywność namnażania mikroalg była monitorowana na podstawie zawartości pierwiastków biogenych (azotu i fosforu) oraz pomiaru gęstości optycznej ( $OD$  – ang. *optical density*) (rys. 7). Długość fali została wyznaczona na podstawie przeglądowego widma UV-ViS i dla głównego barwnika fotosyntetyzującego występującego w komórkach mikroalg – chlorofilu, wynosiła 686 nm. Wartość startowa  $OD_{686}$  została wyznaczona po upływie 2 godz. po przygotowaniu hodowli mikroalg.



**Rys. 7.** Zmiany gęstości optycznej podłoża hodowlanego w czasie trwania eksperymentu

Jak wynika z analizy uzyskanych wyników, okres startowy hodowli trwał 3 dni. W tym czasie nastąpiła adaptacja komórek mikroalg do nowych warunków środowiska (wartość  $OD_{686}$  wzrosła z 0,072 do 0,108). Po upływie tego czasu możemy zaobserwować intensywny wzrost komórek mikroalg, który trwał do 48 dnia ( $OD_{686}$  0,138–1,980). W tym okresie nastąpiło przyspieszenie procesów metabolicznych, zachodzących w komórkach mikroorganizmów, a wydajność procesu fotosyntezy wzrosła. Eksperyment został zakończony w 55 dniu ( $OD_{686}$ ), po osiągnięciu zakładanej w metodyce wartości gęstości optycznej 2,00 oraz aby nie dopuścić do rozpoczęcia fazy zamierania, w której pogarszają się warunki tlenowe hodowli i dochodzi do obumierania komórek mikroalg, co jest związane z niedoborem substancji odżywczych. Dlatego też, równoległe z monitorowaniem wzrostu komórek mikroalg, kontrolowano pobieranie substancji biogenych azotu ogólnego i fosforu ogólnego z podłoża hodowlanego. Początkowe i końcowe wartości tych parametrów zostały zamieszczone w tab. 3

**Tabela 3.** Początkowe i końcowe stężenie biogenów w podłożu hodowlanym

| Parametr                            | Wartość początkowa | Wartość końcowa |
|-------------------------------------|--------------------|-----------------|
| Azot ogólny [mg/dm <sup>3</sup> ]   | 64,1               | 36,46           |
| Fosfor ogólny [mg/dm <sup>3</sup> ] | 19,7               | 0,70            |

W czasie trwania eksperymentu stężenie azotu ogólnego zostało zredukowane o 40%, z poziomu startowego 64,1 mg/dm<sup>3</sup> do wartości 36,46 mg/dm<sup>3</sup>. Zawartość fosforu została zredukowana o 96%, z 19,7 mg/dm<sup>3</sup> do 0,70 mg/dm<sup>3</sup>.

Po wyczerpaniu fosforu ogólnego z podłoża hodowla została zakończona. Uzyskana w niej biomasa została odseparowaniu z podłoża, odwirowana, a następnie poddana niskotemperaturowej pirolizie. Produktem tego procesu jest biowęgiel, przedstawiony na rys. 8.

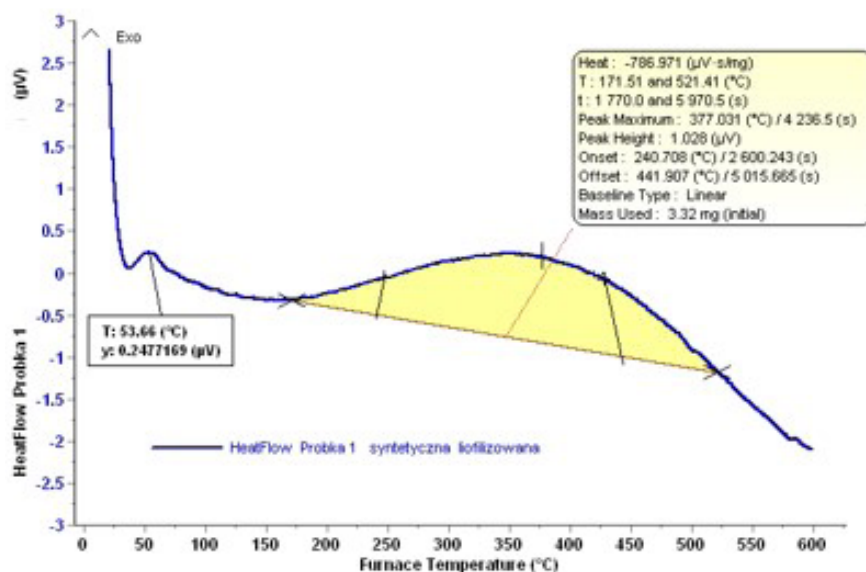




**Rys. 8.** Biowęgiel z biomasy mikroalg *Chlorella sp.*

Biowęgiel uzyskany z biomasy mikroalg poddano analizie termicznej. Pozwoliła ona na określenie stabilności termicznej. Jest ona również przydatna przy fizykochemicznej charakterystyce procesów energetycznych (w szczególności pirolizy).

Na rysunku 9 przedstawiono krzywą DSC, która świadczy o przebiegu procesów egzotermicznych. Pierwszy pik na krzywej DSC odpowiada niewielkim zmianom endotermicznym, które świadczą o usunięciu wilgoci z badanej próbki. Najistotniejsze zmiany egzotermiczne zaobserwowano w zakresie temperatur między 169,5 a 520,3°C i towarzyszył im największy ubytek masy (tab. 4). Na podstawie temperatury początkowej ( $T_p$ ) i końcowej ( $T_k$ ) procesu, wyznaczono ciepło efektu energetycznego, które wynosiło 704,89  $\mu\text{Vs}/\text{mg}$  oraz maksymalną temperaturę efektu egzotermicznego, wynoszącą 353°C (tab. 4).



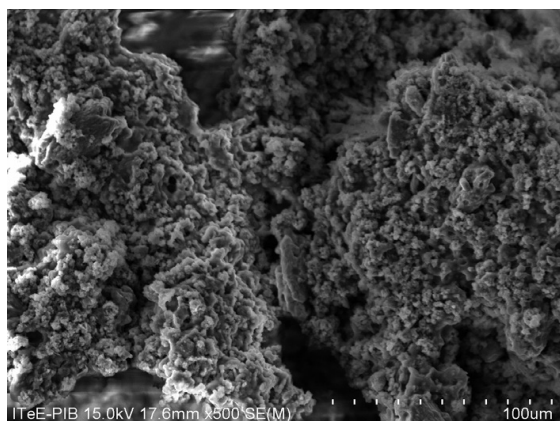
**Rys. 9.** Krzywa DSC biowęgla z mikroalg

**Tabela 4.** Rezultaty analizy termicznej biowęgla z mikroalg

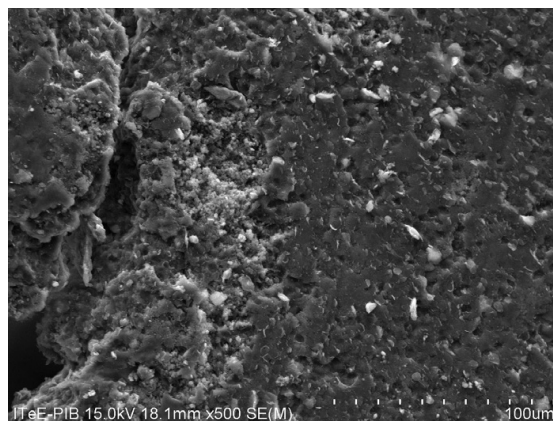
| Parametr | Temperatura [°C] |           |       | Ciepło<br>[ $\mu$ Vs/mg] | Ubytek masy<br>[mg] |
|----------|------------------|-----------|-------|--------------------------|---------------------|
|          | $T_p$            | $T_{max}$ | $T_k$ |                          |                     |
| Wartość  | 169,5            | 353       | 520,3 | 704,89                   | 0,208               |

Na podstawie krzywej TG oceniono ubytek masy w zakresach największych zmian energetycznych, który wynosił 0,208 mg (tab. 4). W literaturze brak jest doniesień, opisujących zastosowanie techniki DSC do analizy próbek biowęgla z mikroalg. Dostępne są jedynie informacje dotyczące biowęgla z biomasy roślin energetycznych, w których właściwy proces spalania miał również charakter egzotermiczny, ale zachodził w węższym zakresie temperatur 250–460°C [16].

W celu poznania dokładnej powierzchni i morfologii biowęgla uzyskanego z biomasy mikroalg *Chlorella sp.* wykonano zdjęcia ich topografii, przy użyciu skaningowego mikroskopu elektronowego (rys. 11). Dla porównania wykonano również zdjęcia obrazujące strukturę biomasy przed procesem pirolizy (rys. 10).



**Rys. 10.** Zdjęcie SEM biomasy mikroalg *Chlorella sp.* (pow.  $\times 500$ )



**Rys. 11.** Zdjęcie SEM biowęgla uzyskanego z mikroalg *Chlorella sp.* (pow.  $\times 500$ )

Porównując powierzchnię próbek przed i po procesie pirolizy, można zaobserwować istotną zmianę morfologii. Biomasa mikroalg *Chlorella sp.* cechuje się słabo rozwiniętą powierzchnią właściwą oraz niską porowatością. Na mikrofotografii można zaobserwować małą liczbę porów o małej regularności. Zastosowanie procesu pirolizy wpłynęło korzystnie na rozwinięcie powierzchni właściwej biowęgla uzyskanego z biomasy mikroalg. Obserwacje struktury uzyskanego produktu potwierdzają występowanie w badanym biowęglu porów o zróżnicowanym rozmiarze i kształcie, w szczególności makroporów i mezoporów. Powierzchnia uzyskanych produktów jest stosunkowo dobrze rozwinięta, można zaobserwować na niej wypukłe, jednolite, gąbczaste strefy o gładziej powierzchni, charakterystyczne dla biowęgla wykorzystywanych jako materiały sorpcyjne.

W literaturze dostępne są doniesienia [17], [18] związane z hodowlą mikroalg na bazie ścieków, pochodzących z sektora rolno-spożywczego oraz zagospodarowania biomasy pochodzącej. Porównanie uzyskanych wyników jest utrudnione ze względu na rodzaj stosowanego podłoża hodowlanego, stosowane metodyki badawcze oraz gatunek alg. Większość rozwiązań zagospodarowania biomasy mikroalg w celach energetycznych jest związana z pozyskaniem biooleju, a nie z zagospodarowaniem stałej pozostałości tzw. karbonizatu [17], [18]. Ciekawe rozwiązanie przedstawili badacze z ośrodka w Olsztynie [17]. Prowadzili prace związane z zastosowaniem odcieku pofermentacyjnego powstającego przy beztlenowym oczyszczaniu ścieków mleczarskich, jako pożywki w procesach hodowli glonów *Chlorella vulgaris*. Badania obejmowały zbilansowanie odcieku tak, aby algi miały zapewnione składniki pokarmowe na poziomie wystarczającym do ich prawidłowego wzrostu. Stwierdzono, że wykorzystywany odciek pofermentacyjny może być stosowany w procesie hodowli mikroglonów. Inne rozwiązanie zaproponowali badacze z Chin [18]. Przeprowadzili proces pirolizy mikroglonów w celu pozyskania biooleju. Pomysł wykorzystania tych organizmów w procesie energetycznym wynikał z ich nadmiernego wzrostu, co prowadziło do procesu eutrofizacji zbiorników wodnych. W przeprowadzonym procesie w temperaturze 500°C w reaktorze ze stałym złożem, uzyskano bioolej o wartości opałowej 31,9 MJ/kg [18].

#### 4. Podsumowanie

Przeprowadzone badania potwierdziły możliwość wykorzystania odpadów z przemysłu mleczarskiego jako podłoża hodowlanego dla mikroalg *Chlorella sp.* i konwersji biomasy pochodzącej w procesie pirolizy. W czasie trwania eksperymentu uzyskano ok. 40-procentową redukcję zawartości azotu ogólnego i ok. 96-procentową redukcję zawartości fosforu ogólnego w podłożu hodowlanym. Uzyskany w wyniku procesu pirolizy biowęgiel charakteryzował się rozwiniętą powierzchnią właściwą, a przeprowadzona analiza termiczna wykazała, że zachodzące reakcje cieplne mają charakter egzotermiczny. Dalsze badania będą prowadzone w kierunku rozwijania metodyki hodowli mikroglonów z wykorzystaniem różnych strumieni odpadowych, jako podłoża hodowlanego oraz zagospodarowania uzyskanej biomasy przy zastosowaniu procesów energetycznych, np. pirolizy. Otrzymany biowęgiel może być wykorzystany jako biogaz, paliwo do produkcji odnawialnej energii elektrycznej, nawóz, suplement do pasz i karm dla zwierząt, materiał izolacyjny, składnik kosmetyków i farmaceutyków, składnik farb i barwników, wypełnienie filtrów do uzdatniania wody, materiał sorpcyjny, a także, po dalszych modyfikacjach, jako nowy materiał funkcjonalny. Zaproponowane rozwiązanie przyczyni się do poprawy stanu środowiska oraz rozwoju „czystej energii”.

## Literatura

- [1] Andrzejewska-Górecka D., Duchnowska E., Poniatowska A., *Potencja wykorzystania biotechnologii w zarządzaniu odpadami w Polsce*, 10/2019, Polski Instytut Ekonomiczny, Warszawa 2019.
- [2] Bernat K., Wojnowska-Baryła I., Kasiński S., *Technologie i biotechnologie stosowane w mechaniczno-biologicznym przetwarzaniu odpadów komunalnych*, [w:] I. Wojnowska-Baryła, *Trendy w biotechnologii środowiskowej II*, Wydawnictwo UWM, Olsztyn 2011.
- [3] Jeguirim M., Limousy L., *Biomass chars: elaboration, characterization and applications*, *Energies* 2017, 10(12), 1–7. DOI:10.3390/en10122040.
- [4] Pilipiuk M., Depo K., *Wybrane rodzaje biomasy i ich właściwości energetyczne*, [w:] *Wybrane zagadnienia z zakresu ochrony środowiska i energii odnawialnej*, red. K. Kropowicz, M. Szala, Wydawnictwo Naukowe TYGIEL, Lublin 2016.
- [5] Buczak B., *Oczyszczanie ścieków mleczarskich z uwzględnieniem usuwania azotu – mity i rzeczywistość*, III Konferencja Naukowo-Techniczna Woda i ścieki w przemyśle spożywczym, Białystok 2010.
- [6] Struk-Sokołowska J., Ignatowicz K., *Współoczyszczanie ścieków komunalnych i mleczarskich w oczyszczalniach typu SBR*, *Rocznik Ochrony Środowiska (Annual Set The Environment Protection)* 2013, 15, 1881–1898.
- [7] Dziosa K., Makowska M., *Zastosowanie surowych ścieków mleczarskich jako pożywki do hodowli mikroalg *Chlorella sp.**, *Inżynieria Ekologiczna* 2017, 18, 5–9.
- [8] Wzorek Z., *Odzysk związków fosforu z termicznie przetworzonych odpadów i ich zastosowanie jako substytutu naturalnych surowców fosforowych*, seria Inżynieria i Technologia Chemiczna, Wydawnictwo Politechniki Krakowskiej im. Tadeusza Kościuszki, Kraków 2008.
- [9] Urbanowska A., Kotas P., Kabsch-Korbutowicz M., *Charakterystyka i metody zagospodarowania masy pofermentacyjnej powstającej w biogazowniach*, *Ochrona Środowiska* 2019, 41(1), 39–45.
- [10] Pan P., Hu Ch., Yang W., Li Y., Dong L., Zhu L., Tong D., Qing R., Fan Y., *The direct pyrolysis and catalytic pyrolysis of *Nannochloropsis sp.* residue for renewable bio-oils*, *Bioresource Technology* 2010, 101, 4593–4599. DOI: 10.1016/j.biortech.2010.01.070.
- [11] Srirangan K., Akawi L., Moo-Young M., Perry Chou C., *Towards sustainable production of clean energy carries from biomass resources*, *Applied Energy* 2012, 100, 172–186. DOI: 10.1016/j.apenergy.2012.05.012.
- [12] Joo-Sik K., Gyung-Goo C., *Pyrolysis of lignocellulosic biomass for biochemical production*, *Waste Biorefinery* 2018, 19, 323–348. DOI: 10.1016/B978-0-444-63992-9.00011-2.
- [13] Bird M., Silva P., Wurster M.C., *Algal biochar: effects and applications*, *Bioenergy* 2018, 4, 61–69.

- 
- [14] Milledge J.J., Heaven S., *Methods of energy extraction from microalgal biomass: a review*, *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology* 2014, 13, 301–320.
- [15] Makowska M., Dziosa K., *Wytwarzanie biomasy mikroalg w fotobioreaktorze zbiornikowym z wymuszonym napowietrzaniem*, *Acta Scientiarum Polonorum. Biotechnologia* 2018, 17(3), 37–42.
- [16] Szechyńska-Hebda M., Hebda M., *Sprzężone metody analizy termicznej w badaniach materiałów pochodzenia roślinnego*, *LaB Laboratoria, Aparatura, Badania* 2015, 20(1), 6–13.
- [17] Szwarc K., Szwarc D., Rokicka M., Zieliński M., *Wykorzystanie zbilansowanego odcieku z reaktora beztlenowego do hodowli glonów *Chlorella Vulgaris* na cele biomasowe*, *Inżynieria Ekologiczna* 2017, 18, 159–166.
- [18] Chisti Y., *Biodisel from microalgae*, *Biotechnology Advances* 2007, 25(3), 294–306.