



## Celuloza bakteryjna - charakterystyka, synteza, właściwości

### Bacterial cellulose - characteristics, synthesis, properties

Dominika Bednarczyk<sup>a</sup>, ORCID: 0000-0003-0533-8118

Izabela Betlej<sup>b</sup>, ORCID: 0000-0001-6867-0383

Piotr Boruszewski<sup>b,\*</sup>, ORCID: 0000-0002-6500-0680

<sup>a</sup>Wydział Technologii Drewna, Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie, ul. Nowoursynowska 159, 02-776 Warszawa, Polska

<sup>b</sup>Instytut Nauk Drzewnych i Meblarstwa, Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie, ul. Nowoursynowska 159, 02-776 Warszawa, Polska

\*Osoba do korespondencji: [piotr\\_boruszewski@sggw.edu.pl](mailto:piotr_boruszewski@sggw.edu.pl)

---

#### Streszczenie

Praca obejmuje szczegółową kwerendę w zakresie mikroorganizmów posiadających zdolność syntezy celulozy bakteryjnej z uwzględnieniem przebiegu generowanych przez nie procesów symbiotycznych interakcji, skutkujących tworzeniem łańcuchów celulozowych w ich komórkach. Ponadto, w oparciu o dane literaturowe przedstawiono charakterystykę wybranych właściwości celulozy bakteryjnej oraz stosowanych metod hodowli mikroorganizmów syntetyzujących biopolimer, w tym prześledzenie wpływu warunków fermentacji na wydajność jego produkcji.

#### Abstract

The work includes a detailed query in the field of microorganisms with the ability to synthesize bacterial cellulose, taking into account the course of symbiotic interaction processes generated by them, resulting in the formation of cellulose chains in their cells. Moreover, based on the literature data, the characteristics of selected properties of bacterial cellulose and the methods of culturing biopolymer synthesizing microorganisms were presented, including the examination of the influence of fermentation conditions on the efficiency of its production.

**Słowa kluczowe:** celuloza bakteryjna, *Komogataeibacter xylinus*, Kombucha, synteza celulozy bakteryjnej, właściwości

**Keywords:** bacterial cellulose, *Komagataeibacter xylinus*, Kombucha, bacterial cellulose synthesis, properties

## Wprowadzenie

Celuloza jest szeroko rozpowszechnionym i często stosowanym w przemyśle, naturalnym produktem roślinnym. Polisacharyd ten stanowi podstawowy składnik strukturalny ścian komórkowych roślin zielonych, niektórych grzybów oraz alg. W komórkach roślinnych pełni rolę budulca, który nadaje tkankom wytrzymałość na rozciąganie. Największą zawartością celulozy charakteryzują się: bawełna (ok. 90%), konopie (40-50%) oraz drewno (40-50%) (Wang i in. 2019), przy czym z tkanki drzewnej pozyskuje się jej obecnie najwięcej.

Globalne zapotrzebowanie na masę celulozową stale rośnie. W 2018 r. wynosiło ono 58,9 mln ton, a szacuje się, że w 2024 r. wzrośnie nawet do 77,7 mln ton (<https://www.researchandmarkets.com>). Dzięki swojej nietoksyczności i wysokiej wytrzymałości, celuloza cieszy się niezwykłą popularnością w licznych dziedzinach techniki. Do jej głównych zastosowań zalicza się produkcję papieru, tektury i opakowań. Pochodne celulozy wykorzystuje się w przemyśle włókienniczym do wytwarzania sztucznego jedwabiu i wiskozy. Etery celulozy znalazły natomiast szerokie zastosowanie w przemyśle chemicznym, jako wypełniacze i zagęstniki dodawane nie tylko do farb, emulsji ochronnych i kosmetyków, ale także do produktów spożywczych i leków.

Prowadzone badania nad modyfikacją naturalnych właściwości celulozy dają możliwość opracowywania nowych metod otrzymywania jej pochodnych i wykorzystania ich na szerszą skalę. Jednak pozyskanie samej celulozy z tkanki roślinnej może powodować jej częściową depolimeryzację, a dodatkowo wiąże się z wprowadzaniem do środowiska substancji o charakterze szkodliwym. Metody chemiczne, mające na celu oddzielenie biopolimeru od ligniny i hemiceluloz, które również stanowią składniki budulcowe ścian komórkowych, nie pozostają obojętne wobec samej celulozy. Mogą one prowadzić do zmian w jej strukturze oraz właściwościach fizykochemicznych i mechanicznych. Proces otrzymywania celulozy z biomasy wymaga również bardzo dużych ilości wody i energii, a zakłady celulozowe uwalniają do środowiska znaczne ilości gazów cieplarnianych, tlenków siarki i azotu, a także związki chloru, stosowane do bielenia masy włóknistej, z których zwłaszcza dawniej powstawały trudne do oczyszczenia ścieki. Przemysł celulozowo-papierniczy jest szóstym co do wielkości zanieczyszczającym na świecie, po przemyśle naftowym, cementowym, skórzanym, tekstylnym oraz stalowym (Ali i Sreerishnan 2001), a ponadto istotnie partycypuje w światowej produkcji ścieków przemysłowych (Gopal i in. 2019). Powszechność stosowania celulozy w procesach produkcji oraz mnogość jej zastosowań skłaniają do poszukiwania metod pozyskiwania tego biopolimeru, które nie powodowałyby jego degradacji, ograniczały emisję szkodliwych związków oraz minimalizowały powstawanie odpadów w postaci ścieków poprodukcyjnych. Poza opracowywaniem

zaawansowanych systemów oczyszczania i recyklingu, jednym z alternatywnych źródeł otrzymywania celulozy może być wykorzystanie mikroorganizmów do jej syntezy.

Pierwsze badania dotyczące syntezy celulozy przez drobnoustroje (tzw. celulozy bakteryjnej, z jęz. ang. bacterial cellulose - BC) opublikował Brown (1886). Zidentyfikował on wytwarzanie przez gatunek bakterii fermentacji octowej *Acetobacter xylinum* membrany o budowie chemicznej, identycznej z celulozą roślinną. Późniejsze badania ukazały, że zdolność do produkowania celulozy wykazuje wiele innych szczepów bakterii, a także niektóre grzyby drożdżopodobne. Wydawać by się mogło, że zarówno celuloza produkowana przez rośliny, jak i przez mikroorganizmy nie powinna znacząco różnić się pod względem składu chemicznego. Celuloza bakteryjna jest jednak czystsza chemicznie - pozbawiona ligniny, hemiceluloz i innych substancji wchodzących w skład ścian komórkowych roślin. Ponadto przewyższa ona swój roślinny odpowiednik pod względem wytrzymałości, zdolności do wchłaniania wody, stopnia krystaliczności, a także stopnia polimeryzacji. Te właściwości sprawiają, że celuloza mikrobiologiczna może nie tylko substytuować celulozę roślinną, ale przede wszystkim stanowić konkurencyjny bionanomateriał wykorzystywany w medycynie do produkcji opatrunków dedykowanych trudno gojącym się ranom, czy implantów i protez np. tchawicy (Kato i in. 2007).

Celuloza bakteryjna w odróżnieniu od jej roślinnego odpowiednika cechuje się wyższym stopniem polimeryzacji oraz wyższą krystalicznością, przy czym właściwości te w dużej mierze zależne są od parametrów i warunków hodowli.

Pomimo wielu korzystnych cech celulozy syntetyzowanej przez mikroorganizmy, wysokie koszty pożywek fermentacyjnych, które stanowią 30% całkowitego kosztu produkcji (Rivas i in. 2004), ograniczyły jej pozyskiwanie na skalę przemysłową. Znalezienie nowych opłacalnych metod hodowli, w celu uzyskania najwyższej wydajności syntezy celulozy mikrobiologicznej w zastosowaniu przemysłowym, stało się priorytetowym zagadnieniem, nad którym prowadzone były badania w ostatnich latach. Szczególna uwaga skupia się obecnie wokół produktów odpadowych z działalności rolniczej i przemysłowej, takich jak przegniłe owoce (Jozala i in. 2014), czy odpady tekstylne na bazie bawełny (Hong i in. 2012), jako potencjalnych surowców do prowadzenia hodowli. Wykorzystanie produktów odpadowych pozwoliłoby nie tylko obniżyć koszty produkcji celulozy bakteryjnej, ale także zmniejszyć zanieczyszczenie środowiska związane z utylizacją odpadów przemysłowych (Costa i in. 2017). W przyszłości zastosowanie celulozy bakteryjnej może znacznie przekroczyć jej dzisiejsze wykorzystanie, tym bardziej, jeżeli uda się produkować ją na szeroką skalę przy użyciu relatywnie tanich surowców (Cavka i in. 2013).

### **Cel i zakres pracy**

Celem pracy jest przedstawienie różnych aspektów produkcji celulozy bakteryjnej, wraz z omówieniem procesu syntezy oraz scharakteryzowaniem podstawowych jej właściwości.

Zakres pracy obejmuje analizę literaturową:

- systematyzującą rodzaje wykorzystywanych mikroorganizmów do produkcji celulozy bakteryjnej,
- opisującą przebieg procesu syntezy celulozy bakteryjnej,
- charakteryzującą podstawowe właściwości fizyczne i mechaniczne celulozy bakteryjnej.

### Mikroorganizmy syntetyzujące celulozę

Celuloza bakteryjna jest nanowłóknistym egzopolimerem, który może być syntetyzowany przez różne szczepy bakterii pochodzących głównie z rodzaju *Komogataeibacter*, *Aerobacter*, *Agrobacterium*, *Acanthamoeba*, *Alcaligenes*, *Azotobacter*, *Achromobacter*, *Salmonella*, *Pseudomonas*, *Rhizobium*, *Sarcina* i *Zooglea* (Ross i in. 1991; Shoda i Sugano 2005; Jung i in. 2007; Yamada i in. 2012; Lee i in. 2014; Skočaj 2019). Większość tych bakterii może zostać wyizolowana z przegniłych owoców oraz odpadów po fermentacji octowej (Campano i in. 2016; Skočaj 2019). Syntetyzowana przez nie błona celulozowa różni się strukturą, elastycznością oraz stopniem krystaliczności i polimeryzacji, w zależności od rodzaju drobnoustrojów wchodzących w skład danej hodowli (Wang i in. 2019).

Najefektywniejszy proces syntezy celulozy bakteryjnej generują bakterie z gatunku *Komogataeibacter xylinus* (Shoda i Sugano 2005). *K. xylinus* to niepatogenne, tlenowe, Gram-ujemne pałeczki bakterii kwasu octowego (Kerstens i in. 2006), które są najszerzej przebadanym i najczęściej hodowanym szczepem bakterii do produkcji celulozy. Ze względu na zdolność do wytwarzania relatywnie dużych ilości polimeru, wykorzystując różnego rodzaju źródła węgla i azotu, *K. xylinus* stała się modelowym gatunkiem w badaniach nad mechanizmami warunkującymi syntezę BC (Keshk 2014). Przez wiele lat gatunek ten był znany pod nazwą *Acetobacter xylinum* lub *Gluconacetobacter xylinus*, jednak ze względu na zmiany zachodzące w taksonomii bakterii, został ostatecznie zaklasyfikowany jako *Komogataeibacter xylinus* (Yamada i in. 2012; Gorgieva i Trček 2019). Nie jest to jednak jedyny szczep wśród bakterii kwasu octowego o wysokim potencjale produkcyjnym BC. Wysoką wydajność syntezy celulozy przejawiają również gatunki *K. hansenii*, *K. europaeus*, *K. medellinensis*, *K. nataicola*, *K. oboediens*, *K. rhaeticus*, *K. saccharivorans*, czy *K. pomaceti* (Castro i in. 2012; Zhang i in. 2016; Dubey i in. 2018; Škraban i in. 2018; Gorgieva i Trček 2019; Li i in. 2019). Zdolność do produkcji celulozy wykazano również u niektórych grzybów drożdżopodobnych z rodzaju *Saccharomyces*, gatunków *Schizosaccharomyces pombe*, *Zygosaccharomyces kombuchaensis*, czy *Torulasporea delbrueckii* (Betlej i in. 2020).

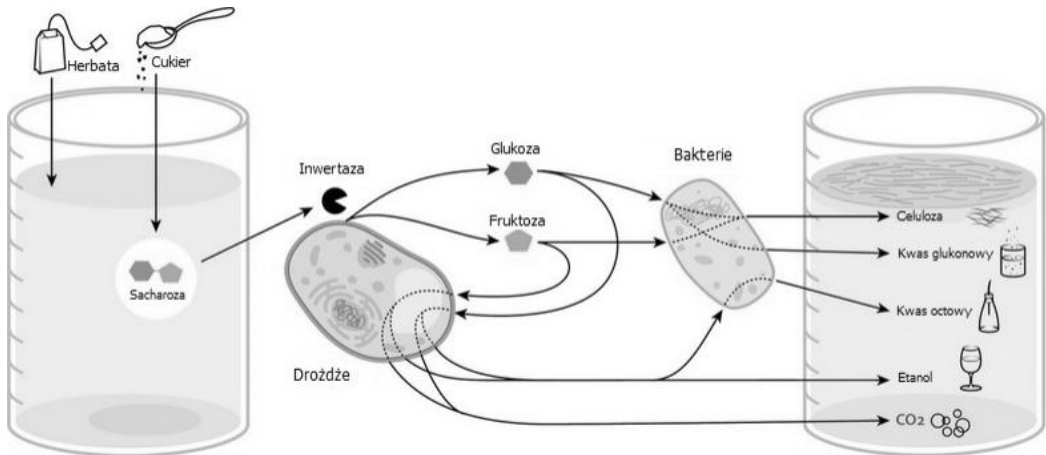
Badania nad wydajnością syntezy celulozy wskazały wiele źródeł węgla, które warunkują efektywność procesu przeprowadzanego przez poszczególne gatunki bakterii z rodzaju *Komogataeibacter*. Wiadomym jest również, że obecność w medium hodowlanym innych mikroorganizmów wpływa na wydajność celulozy (Liu i Catchmark 2019), zwłaszcza w przypadku bakterii występujących w wielogatunkowym ekosystemie mikroorganizmów SCOBY. Pozyskana z takiej kultury błona celulozowa będzie wykazywać odmienne

właściwości od biofilmu syntetyzowanego przez wyizolowany szczep bakterii (Nguyen i in. 2008).

SCOBY (z jęz. ang. Symbiotic Culture of Bacteria and Yeasts) to symbiotyczne kultury bakterii i drożdży używane do fermentacji napojów, głównie herbaty nazywanej Kombucha. Obecność źródła węgla, zazwyczaj pod postacią sacharozy, pozwala drobnoustrojom zapoczątkować w roztworze szereg procesów metabolicznych, które w pierwszym cyklu fermentacji, zazwyczaj po 10-14 dniach, dają lekko musujący i kwaśny napój (Marsh i in. 2014). Procesom tym towarzyszy utworzenie się biofilmu z celulozy, który unosi się na powierzchni płynu i otacza symbiotyczną kolonię (Chakravorty i in. 2016). Wytworzenie elastycznej błony możliwe jest dzięki złożonym symbiotycznym interakcjom między mikroorganizmami Kombucha w roztworze (May i in. 2019).

Mimo wielu badań, nie udało się zidentyfikować typowego składu jakościowego i ilościowego mikroorganizmów tworzących kulturę Kombucha. Skład gatunkowy kolonii może znacznie się różnić w zależności od środowiska, warunków hodowli i rodzaju pożywki, na której zachodzi fermentacja (May i in. 2019), a także może ulegać zmianom w czasie wraz z postępem fermentacji (Marsh i in. 2014). Dominującym rodzajem bakterii tworzącym ekosystem Kombucha są bakterie kwasu octowego, wśród których przeważa *Komagataeibacter xylinus*, natomiast najczęściej spotykanymi gatunkami drożdży są szczepy z rodzaju *Saccharomyces*, *Saccharomycodes*, *Schizosaccharomyces*, *Dekkera*, *Zygosaccharomyces*, *Luyveromyces*, *Lachancea* oraz *Candida* (Villarreal-Soto i in. 2018).

Pomimo złożoności procesów metabolicznych zachodzących w kolonii, w przebiegu fermentacji Kombuchy można wyróżnić kilka etapów całego zjawiska, które występują bez względu na skład kolonii i rodzaj pożywki hodowlanej, a które dodatkowo ukazują symbiotyczny charakter kultury (Rys. 1.). Początkowo drożdże wytwarzają enzym inwertazy, który katalizuje hydrolizę sacharozy z wytworzeniem monosacharydów, glukozy i fruktozy. Po rozpadzie disacharydu na składowe monomery, drożdże rozpoczynają przekształcanie cukru w etanol z wydzieleniem dwutlenku węgla (Jakubczyk i in. 2020). Nadmiar alkoholu w roztworze może być szkodliwy zarówno dla bakterii, jak i drożdży, zagrażając spójności struktury błony komórkowej i żywotności drobnoustrojów (Liu i Qureshi 2009). Potencjalnie niebezpieczny poziom alkoholu redukowany jest przez bakterie, które utleniają go do kwasu octowego, obniżając jednocześnie pH roztworu. W stężeniu niezagrażającym kolonii, etanol i kwas octowy wytwarzane podczas fermentacji pomagają w ochronie SCOBY przed wtargnięciem konkurujących drobnoustrojów ze środowiska zewnętrznego, które nie wykazują tak wysokiej tolerancji na kwasy i niskie pH (May i in. 2019). Ponadto etanol może stanowić dla bakterii dodatkowe źródło węgla (Chawla i in. 2019). Badania wykazały, że dodatek etanolu w hodowli *K. hansenii* może zwiększać wydajność syntezy celulozy (Park i in. 2003).



**Rys. 1.** Proces fermentacji Kombuchy i interakcje zachodzące między mikroorganizmami w roztworze (May i in. 2019)

**Fig. 1.** Kombucha fermentation process and interactions between microorganisms in solution (May et al. 2019)

Nieodłączną częścią procesu fermentacji Kombuchy jest tworzenie powierzchniowego biofilmu z celulozy przez tlenowe bakterie kwasu octowego, który zapewnia drobnoustrojom dostęp do tlenu z powietrza (Saichana i in. 2015). W badaniach prowadzonych Williams i Cannon (1989) wykazano, że błona celulozowa pełni również funkcje ochronne, zabezpieczając kolonię przed szkodliwymi czynnikami środowiska, takimi jak promieniowanie ultrafioletowe i zbyt niska wilgotność. Początkowo syntetyzowane przez bakterie włókna celulozowe unoszą się na powierzchnię roztworu, gdzie łączą się w cienką błonę. Wraz z kolejnymi etapami fermentacji, biofilm zwiększa swą grubość i wytrzymałość, tworząc wielowarstwową strukturę.

Niektóre badania sugerują, że błona celulozowa może również służyć mikroorganizmom za rezerwuar substancji pokarmowych (Jefferson 2004). Powstający biofilm, jako zewnątrzkomórkowy biopolimer, może stanowić dla drobnoustrojów zapasowe źródło węgla. Dostęp do tych rezerwowych zasobów miałyby wyłącznie mikroorganizmy Kombucha znajdujące się w roztworze, kiedy cukry przestaną już być w nim dostępne (Flemming i Wingender 2010). Potrzebne są jednak dalsze badania by potwierdzić, czy błona celulozowa jest systematycznie rozkładana i wykorzystywana jako źródło węgla, podczas gdy mikroorganizmom brakuje innych źródeł sacharydów (May i in. 2019).

### Biosynteza celulozy bakteryjnej

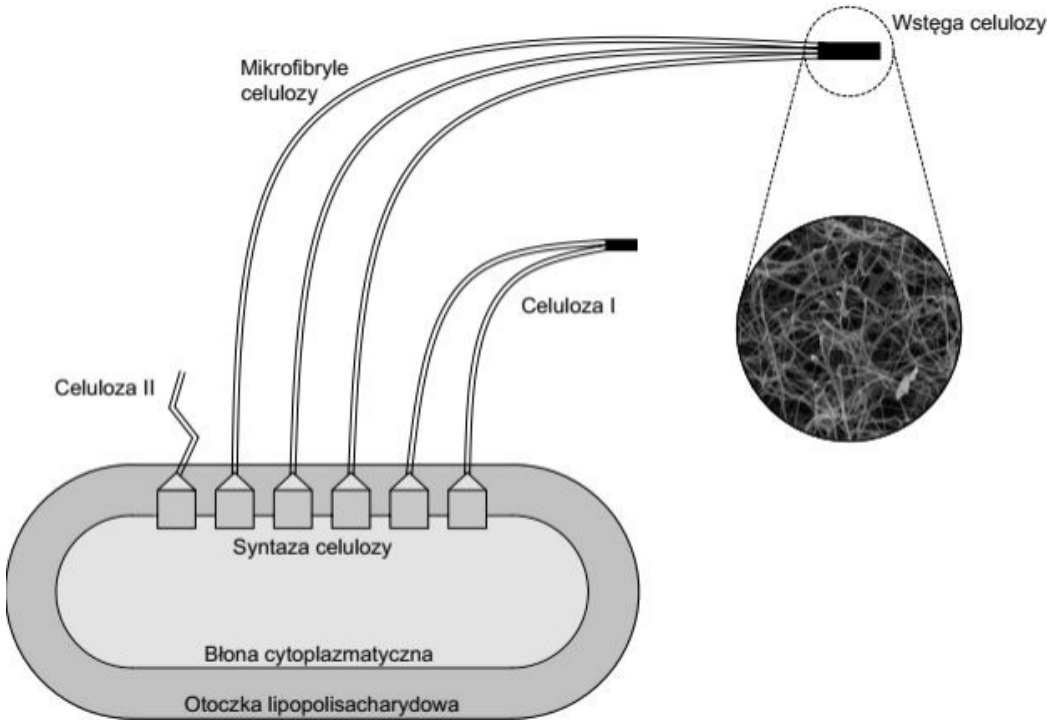
Celuloza bakteryjna posiada taką samą budowę chemiczną jak celuloza roślinna; jest liniowym homopolimerem zbudowanym z monomerów glukozy połączonych wiązaniami  $\beta$ -1,4-glikozydowymi (Esa i in. 2014). Proces syntezy rozpoczyna się wewnątrz komórki i poprzedzony jest aktywowaniem monosacharydu do UDP-glukozy (Gorgieva i Trček 2019).

Po aktywacji glukozy następuje polimeryzacja poszczególnych cząsteczek w łańcuch zawierający od 2.000 do nawet 18.000 reszt glukozowych (Ross i in. 1991). Powstałe łańcuchy  $\beta$ -1,4-glukanu są wydzielane na zewnątrz komórki przez pory obecne w ścianie komórkowej bakterii (Sutherland 2001). Następnie na zewnątrz komórki zachodzi asocjacja łańcuchów glukanu poprzez wiązania wodorowe i siły van der Waalsa. W ten sposób tworzą się nierozpuszczalne w wodzie mikrofibryle o szerokości do 25 nm i długości od 1 do 9  $\mu$ m (Ross i in. 1991). Proces agregacji łańcuchów postępuje, tworząc strukturę o kształcie wstęgi i szerokości 20-100 nm (Castro i in. 2010; Gorgieva i Trček 2019). „Wstążki” BC formują większe włókna o długości około 10  $\mu$ m i grubości 10-20 nm (Krystynowicz i in. 1999), co czyni je stukrotnie cieńszymi od włókna celulozy pochodzenia roślinnego (Chawla i in. 2019). Uformowane włókna tworzą sieć o wielowarstwowej strukturze, dużej porowatości i znacznej powierzchni właściwej (Olędzki i Walaszczyk 2020). Te cechy strukturalne odpowiadają za wyjątkowe właściwości celulozy bakteryjnej, takie jak wysoka higroskopijność i zdolność zatrzymywania wody. Chociaż większość grup hydroksylowych w strukturze polimeru wykorzystywana jest do utworzenia wiązań wodorowych wewnątrz- i międzycząsteczkowych, jeden koniec każdego polimeru zawiera niezmodyfikowaną grupę wodorotlenową przy atomie węgla C4, natomiast drugi koniec wolną grupę -OH przy atomie węgla C1, dzięki którym możliwa jest chemiczna modyfikacja celulozy (Gorgieva i Trček 2019). Bakterie mogą wytwarzać celulozę o dwóch różnych strukturach (Villarreal-Soto i in. 2018). Dominującą formą jest celuloza I, polimer przypominający wstęgę, złożony z równoległe ułożonych łańcuchów  $\beta$ -1,4 glukozy. Drugą, nieco rzadziej spotykaną formą jest celuloza II, która jest bardziej stabilną pod względem termodynamicznym amorficzną postacią polisacharydu, złożoną z losowo ułożonych łańcuchów (Skočaj 2019).

Poszczególne komórki *K. xylinus* mogą polimeryzować nawet do 200 000 cząsteczek glukozy w łańcuch  $\beta$ -1,4 glukanu na sekundę (Villarreal-Soto i in. 2018). Pojedyncza bakteria posiada w swej otoczce od 50 do 80 porów o średnicy ok. 3,5 nm, ułożonych w regularnych rzędach wzdłuż podłużnej osi komórki bakteryjnej, przez które BC jest usuwana na zewnątrz (Lin i in. 2013).

Każdy biochemiczny etap procesu syntezy celulozy regulowany jest przez złożony kompleks enzymatyczny, związany bezpośrednio z porami na powierzchni ściany komórkowej bakterii (Ullah i in. 2019). Syntaza celulozy (Rys. 2.) to osadzona w błonie komórkowej glikozylotransferaza, złożona z kilku podjednostek, która umożliwia przyłączenie cząsteczek aktywowanej UDP-glukozy do łańcucha, poprzez utworzenie w polisacharydzie wiązań glikozydowych (Römling i in. 2015). Bakterie wytwarzają celulozę dzięki kompleksowi białkowemu składającemu się z co najmniej trzech katalitycznych podjednostek bakteryjnej syntazy celulozy (BcsA, BcsB i BcsC) (Morgan i in. 2013). Badania nad identyfikacją genomu bakterii kwasu octowego wykazały występowanie różnych operonów białkowych odpowiedzialnych za produkcję celulozy, w zależności od gatunku bakterii (Ryngajłto i in. 2018; Škraban i in. 2018). Różnice wśród enzymatycznie aktywnych podjednostek mogą determinować chemiczne i fizyczne właściwości produkowanej celulozy,

wpływając na sam proces syntezy, jej transport na zewnątrz komórki oraz asocjację pojedynczych łańcuchów poza komórką. Z tego względu różne szczepy bakterii mogą wytwarzać celulozę o odmiennej długości łańcucha, a w efekcie, o różniących się cechach (Römling i in. 2015; Yang i in. 2019).



**Rys. 2.** Tworzenie łańcuchów celulozowych w komórce bakteryjnej, wydzielanie ich przez pory obecne w ścianie komórkowej oraz tworzenie mikro- i makrofibryli, wiązek i wstęg celulozy (UI-Islam i in. 2015)

**Fig. 2.** The formation of cellulose chains in the bacterial cell, their secretion through the pores present in the cell wall and the formation of micro- and macrofibrils, bundles and cellulose bands (UI-Islam et al. 2015)

### Właściwości celulozy bakteryjnej

Celuloza bakteryjna jest nietoksycznym, stabilnym chemicznie, całkowicie biodegradowalnym i biokompatybilnym nanomateriałem, nie rozpuszczalnym w większości odczynników. Jej właściwości fizykochemiczne zależą od wielu czynników, głównie od rodzaju mikroorganizmów użytych do produkcji, warunków hodowli i substancji odżywczych dostępnych w podłożu hodowlanym (Kiziltas i in. 2015, Yim i in. 2017, Wang i in. 2019).

Struktura mikrofibryli celulozy odpowiada za większość jej właściwości, takich jak wysoka wytrzymałość na rozciąganie, wysoki stopień krystaliczności, hydrofilowość i zdolność do zatrzymywania wody (Chawla i in. 2009, Ye i in. 2019). Dodatkowo, celuloza bakteryjna jest polimerem czystym chemicznie, dzięki czemu przed zastosowaniem nie wymaga przeprowadzania etapów oczyszczania mogących doprowadzić do jej degradacji



i zachowuje wysoki stopień polimeryzacji (Lin i in. 2013). Z tego względu, znacząco przewyższa ona swój roślinny odpowiednik pod względem właściwości mechanicznych i fizykochemicznych (Klemm i in. 2005, Nakagaito i in. 2005; Feng i in. 2015). Wysoce porowata struktura celulozy bakteryjnej, złożona z tysięcy pojedynczych łańcuchów glukanowych, o wysokim zagęszczeniu wiązań wodorowych wewnątrzcząsteczkowych i międzyłańcuchowych, tworzy silną trójwymiarową matrycę o znacznej elastyczności i rozwiniętej powierzchni właściwej (Skvortsova i in. 2019). W przeciwieństwie do celulozy roślinnej, której włókna charakteryzują się znacznie większą średnicą (Chawla i in. 2019), cieńsze włókna BC zapewniają większą koncentrację wiązań, co wpływa na wzrost wytrzymałości.

Z reguły badania właściwości mechanicznych celulozy bakteryjnej wykazują duży rozrzut wartości, szczególnie wytrzymałości na rozciąganie oraz modułu Younga. Spowodowane jest to niejednorodną grubością badanych próbek, ze względu na nierównomierny wzrost błony celulozowej podczas fermentacji (Scionti 2010). Zsyntetyzowany biofilm z celulozy zawiera w swojej strukturze komórki bakterii oraz inne zanieczyszczenia, które mogą wpływać na wytrzymałość nanomateriału (Skvortsova i in. 2019), dlatego konieczne jest oczyszczenie błony, aby uzyskać wiarygodne wartości badanych właściwości. W tym celu stosuje się roztwory alkaliczne, jak roztwór NaOH lub sufraktanty np. laurylosiarczan sodu (Embucado i in. 1996; Makarov i in. 2020). Należy jednak pamiętać, że zbyt długie traktowanie celulozy stężonymi roztworami zasad może prowadzić do polimorficznych zmian krystalicznej celulozy I do amorficznej postaci celulozy II (Skvortsova i in. 2019).

Dla celulozy bakteryjnej w formie arkusza moduł Younga sięga 15 GPa (Yamanaka i in. 1989). Wartość modułu Younga pojedynczego włókna BC może wynosić 114 GPa (Hsieh i in. 2008). Wykazano, że sukcesywna obróbka chemiczna arkuszy celulozy mikrobiologicznej roztworami NaClO i NaOH, a następnie ich suszenie, powodują wzrost modułu Younga do 30 GPa (Nishi i in. 1990, Skvortsova i in. 2019). Fakt ten tłumaczy się spadkiem zawartości substancji zawierających azot, jak białka i kwasy nukleinowe, po ich kontakcie z roztworem NaClO. Usunięcie ich może zwiększać prawdopodobieństwo wystąpienia bezpośrednich wiązań pomiędzy łańcuchami celulozy. Późniejsze potraktowanie celulozy 5% roztworem NaOH usuwa polisacharydy o mniejszej masie cząsteczkowej, zwiększając również w ten sposób moduł sprężystości BC (Nishi i in. 1990).

Mechaniczne właściwości wysuszonych filmów celulozy bakteryjnej zależą w dużej mierze od temperatury ich suszenia. Badania, wykazały, że konwekcyjne suszenie arkuszy w niższych temperaturach pozwala otrzymać materiał o większej wytrzymałości (Domskiene i in. 2019). Autorzy badań porównali wytrzymałość na rozciąganie celulozy bakteryjnej zsyntetyzowanej przez mikroorganizmy Kombucha, która suszona w temperaturze 25°C wykazywała wyższą wartość wytrzymałości (27,9 MPa) niż błona wysuszona w temperaturze 75°C (12,8 MPa). Podobne rezultaty otrzymano w badaniach wytrzymałości celulozy produkowanej przez szczep bakterii *G. xylinus*, której wytrzymałość na rozciąganie

osiągała wartość 17,4 MPa podczas suszenia błony w temperaturze 25°C i sukcesywnie malała przy zwiększaniu temperatury suszenia do 105°C (Stanisławska i in. 2020).

Na zmianę właściwości celulozy bakteryjnej wpływ ma także metoda suszenia. Usuwanie wody z błony celulozowej w procesie liofilizacji skutkuje uzyskaniem materiału o nieco niższej wytrzymałości na rozciąganie i wartości modułu Younga, jednak wyższej porowatości. Różnice te mają znaczenie przy doborze metody suszenia w zależności od późniejszego zastosowania BC. Większa porowatość biofilmu ma znaczenie przy zastosowaniu celulozy w membranach filtrujących (Illa i in. 2019). Proces suszenia na drodze liofilizacji skutkuje również dwukrotnie większą przepuszczalnością gazów względem błony suszonej konwekcyjnie, co jest istotne przy wykorzystaniu biofilmu jako materiału opatrunkowego (Clasen i in. 2006).

Wytrzymałość celulozy bakteryjnej będzie wykazywać niższe wartości przy syntezie przeprowadzanej na pożywkach ubogich w substancje odżywcze. Wraz ze wzrostem zawartości cukrów w podłożu hodowlanym wzrasta grubość biofilmu celulozowego produkowanego przez mikroorganizmy Kombucha. BC pozyskana z pożywki zawierającej 10% sacharozy wykazuje 20 razy większą wytrzymałość na rozciąganie, niż próbki pozyskane z roztworów zawierających 5% i 2,5% sacharozy (Betlej i in. 2020). Te same badania wykazały również, że dodatek 2,5% peptonu czterokrotnie zwiększa wytrzymałość celulozy bakteryjnej w porównaniu do błon produkowanych na pożywce zawierającej jedynie sacharozę, przy jednakowej zawartości sacharozy w porównywanych podłożach. Należy mieć na uwadze, że różny dodatek sacharozy w podłożu hodowlanych determinuje także parametry jakościowe powierzchni błon celulozowych bakteryjnej, takie jak połysk i barwa (Betlej i in. 2021).

Włóknista struktura celulozy bakteryjnej tworzy wysoce porowatą sieć makrofibrili zdolną pomieścić nawet do 100 razy więcej wody w stosunku do swojej suchej masy (Schrecker i Gostomski 2005; Chawla i in. 2009). BC w pierwotnym stanie przyjmuje postać hydrożelu o zawartości wody przekraczającej nawet 98% (Machado i in. 2016) i porowatości 75÷85% (Illa i in. 2019). Zdolność celulozy mikrobiologicznej do wchłaniania i zatrzymywania wody ma ogromne znaczenie w zastosowaniach medycznych, takich jak produkcja materiału opatrunkowego na oparzenia lub wytwarzanie sztucznych naczyń krwionośnych (Klemm i in. 2001).

W zależności od warunków i metody hodowli, celuloza bakteryjna może wykazywać zróżnicowany stopień krystaliczności. Badania udowodniły, że w zależności od rodzaju źródła węgla i azotu w pożywce, stopień krystaliczności może zmieniać się w zakresie 10÷74% (Yim i in. 2017). Czaja i in. (2004) otrzymali celulozę o krystaliczności 84% w wyniku hodowli metodą wytrząsaną oraz 89% przy hodowli stacjonarnej. Park i in. (2010) uzyskali celulozę bakteryjną zsyntetyzowaną przez szczep *G. hansenii* ATCC 10821 o krystaliczności 96%. Metoda suszenia błony celulozowej również wpływa na jej stopień krystaliczności, który jest nieco wyższy podczas suszenia konwekcyjnego i wynosi 87%,

w porównaniu do suszenia w procesie liofilizacji, gdzie krystaliczność wynosi 80% (Illa i in. 2019).

Właściwości mechaniczne celulozy bakteryjnej są nierozzerwalnie związane z jej stopniem polimeryzacji, który może wynosić od 1000 do nawet 16 000-20 000, w zależności od warunków hodowli, substancji dodatkowych w pożywkach, które stymulują wzrost bakterii i proces biosyntezy, oraz wreszcie od samego składu kolonii (Klemm i in. 2001, Bielecki i in. 2008; Vitta i Thiruvengadam 2012; Qiu i Netraveli 2014). Pomimo nierozpuszczalności w wodzie i większości odczynników, celuloza ulega hydrolizie w stężonych kwasach, takich jak kwas siarkowy, solny lub azotowy oraz częściowo ulega rozpuszczeniu w roztworze wodorotlenku sodu (Chawla i in. 2009). Rozpuszczalność celulozy w zasadach można zwiększyć dodając do roztworu 1% mocznika (Łaszkiwicz 1998).

## Podsumowanie

Celuloza bakteryjna, jako naturalny odnawialny polimer, charakteryzuje się wyjątkowymi właściwościami, tj. wysokim stopniem wytrzymałości na rozrywanie, czy wysoką higroskopijnością, podatność na formowanie podczas hodowli oraz biokompatybilnością. Dzięki swym niepowtarzalnym cechom, biopolimer bakteryjny oferuje szerokie spektrum zastosowań, przez co cieszy się coraz większą popularnością w wielu dziedzinach. Aby sprostać rosnącemu popytowi na celulozę bakteryjną, niezbędne jest opracowanie opłacalnego systemu produkcyjnego do wydajnego wytwarzania materiału o pożądanych właściwościach. Należy mieć na uwadze, że efektywność biosyntezy uzależniona jest od wielu czynników.

## Literatura

Ali M., Sreerishnan T., 2001: Aquatic toxicity from pulp and paper mill effluents: a review. *Advances in Environmental Research* 5, 175-196. [http://dx.doi.org/10.1016/S1093-0191\(00\)00055-1](http://dx.doi.org/10.1016/S1093-0191(00)00055-1)

Betlej I., Boruszewski P., Dubis D., Wilkowski J., Krajewski K. J., Zawadzki J., 2021: Influence of SCOBY microorganisms' cultivation conditions on the synthesis efficiency and selected qualities of bacterial cellulose. *Bioresources* 16, 6147-6158. <http://dx.doi.org/10.15376/biores.16.3.6147-6158>

Betlej I., Salerno-Kochan R., Krajewski K., Zawadzki J., Boruszewski P., 2020: The influence of culture medium components on the physical and mechanical properties of cellulose synthesized by Kombucha microorganisms. *BioResources* 15, 3125-3135. <http://dx.doi.org/10.15376/biores.15.2.3125-3135>

Bielecki S., Kalinowska H., 2008: Biotechnologiczne nanomateriały. *Postępy Mikrobiologii* 47, 163-169.

Brown A., 1886: XLIII. - On an acetic ferment which forms cellulose. *Journal of the Chemical Society* 49, 432-439. <https://doi.org/10.1039/CT8864900432>

Campano C., Balea A., Blanco A., Negro C., 2016: Enhancement of the fermentation process and properties of bacterial cellulose: a review. *Cellulose* 23, 57-91. <https://link.springer.com/article/10.1007/s10570-015-0802-0>

Castro C., Zuluaga R., Álvarez C., Putaux J., Caro G., Rojas O., Mondragon I., Gañán P., 2012: Bacterial cellulose produced by a new acid-resistant strain of *Gluconacetobacter* genus. *Carbohydrate Polymers* 89, 1033-1037. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2012.03.045>

Castro C., Zuluaga R., Putaux J., Caro G., Mondragon I., Gañán P., 2010: Structural characterization of bacterial cellulose produced by *Gluconacetobacter swingsii* sp. from Colombian agroindustrial wastes. *Carbohydrate Polymers* 84, 96-102. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2010.10.072>

Cavka A., Guo X., Tang S., Winstrand S., Jönsson L., Hong F., 2013: Production of bacterial cellulose and enzyme from waste fiber sludge. *Biotechnology for Biofuels* 6, 25. <https://doi.org/10.1186/1754-6834-6-25>

Chakravorty S., Bhattacharya S., Chatzinotas A., Chakraborty W., Bhattacharya D., Gachhui R., 2016: Kombucha tea fermentation: Microbial and biochemical dynamics. *International Journal of Food Microbiology* 220, 63-72. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2015.12.015>

Chawla P., Bajaj I., Survase S., Singhal R., 2009: Microbial cellulose: Fermentative production and applications. *Food Technology and Biotechnology* 47, 107-124.

Clasen C., Sultanova B., Wilhelms T., Heisig P., Kulicke W., 2006: Effects of different drying processes on the material properties of bacterial cellulose membranes. *Macromolecular Symposia* 244, 48-58. <http://dx.doi.org/10.1002/masy.200651204>

Costa A.F.S., Almeida F., Vinhas G., Sarubbo L., 2017: Production of bacterial cellulose by *Gluconacetobacter hansenii* using corn steep liquor as nutrient sources. *Frontiers in Microbiology* 8, 2027. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.02027>

Czaja W., Romanovicz D., Brown R.M., 2004: Structural investigations of microbial cellulose produced in stationary and agitated culture. *Cellulose* 11, 403-411. <http://dx.doi.org/10.1023/B:CELL.0000046412.11983.61>

Domskiene J., Sederaviciute F., Simonaityte J., 2019: Kombucha bacterial cellulose for sustainable fashion. *International Journal of Clothing Science and Technology* 31, 644-652. <http://dx.doi.org/10.1108/IJCST-02-2019-0010>

Dubey S., Singh J., Singh R.P., 2018: Biotransformation of sweet lime pulp waste into high-quality nanocellulose with an excellent productivity using *Komagataeibacter europaeus* SGP37 under static intermittent fed-batch cultivation. *Bioresource Technology* 247, 73-80. <http://dx.doi.org/10.1016/j.biortech.2017.09.089>

Embuscado M.E., BeMiller J.N., Marks J.S., 1996: Isolation and partial characterization of cellulose produced by *Acetobacter xylinum*. *Food Hydrocolloids* 10, 75-82. [https://doi.org/10.1016/S0268-005X\(96\)80057-9](https://doi.org/10.1016/S0268-005X(96)80057-9)

Esa F., Tasirin S., Rahman N., 2014: Overview of bacterial cellulose production and application. *agriculture and agricultural science Procedia* 2, 113-119. <https://doi.org/10.1016/j.aaspro.2014.11.017>

Feng X., Ullah N., Wang X., Sun X., Li C., Bai Y., Chen L., Li Z., 2015: Characterization of bacterial cellulose by *Gluconacetobacter hansenii* CGMCC 3917. *Journal of Food Science* 80, E2217-E2227. <http://dx.doi.org/10.1111/1750-3841.13010>

Flemming H., Wingender J., 2010: The biofilm matrix. *Nature Reviews Microbiology* 8, 623-633. <http://dx.doi.org/10.1038/nrmicro2415>

Gopal P., Sivaram N., Barik D., 2019: Paper industry wastes and energy generation from wastes. In book: *Energy from toxic organic waste for heat and power generation* Publisher: Woodhead Publishing, 83-97. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-102528-4.00007-9>

Gorgieva S., Trček J., 2019: Bacterial cellulose: Production, modification and perspectives in biomedical applications, *Nanomaterials* 9, 1352. <https://doi.org/10.3390/nano9101352>

Hong F., Guo X., Zhang S., Han S., Yang G., Jönsson L., 2012: Bacterial cellulose production from cotton-based waste textiles: Enzymatic saccharification enhanced by ionic liquid pretreatment. *Bioresource Technology* 104, 503-508. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2011.11.028>

Hsieh Y., Yano H., Nogi M., Eichhorn S.J., 2008: An estimation of the Young's modulus of bacterial cellulose filaments. *Cellulose* 15, 507-513. <http://dx.doi.org/10.1007/s10570-008-9206-8>

Illa M.P., Sharma C.S., Khandelwal M., 2019: Tuning the physicochemical properties of bacterial cellulose: effect of drying conditions. *Journal of Materials Science* 54, 12024-12035. <https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs10853-019-03737-9>

Jakubczyk K.J., Piotrowska G., Janda K., 2020: Characteristics and biochemical composition of kombucha - fermented tea. *Medycyna Ogólna i Nauki o Zdrowiu* 26, 94-96. <https://doi.org/10.26444/monz/118887>

Jefferson K., 2004: What drives bacteria to produce a biofilm?. *FEMS Microbiology Letters* 236,163-173. <https://doi.org/10.1016/j.femsle.2004.06.005>

Jung J.Y., Khan T., Park J.K., Chang H.N., 2007: Production of bacterial cellulose by *Gluconacetobacter hansenii* using a novel bioreactor equipped with a spin filter. *Korean Journal of Chemical Engineering* 24, 265-271. <http://dx.doi.org/10.1007%2Fs11814-007-5058-4>

Kato N., Sato T., Kato C., Yajima M., Sugiyama J., Kanda T., Mizuno M., Nozaki K., Yamanaka S., Amano Y., 2007: Viability and cellulose synthesizing ability of *Gluconacetobacter xylinus* cells under high-hydrostatic pressure. *Extremophiles* 11, 693-698. <https://doi.org/10.1007/s00792-007-0085-y>

Kerstens K., Lisdiyanti P., Komagata K., Swings J., 2006: The family acetobacteraceae: the genera *Acetobacter*, *Acidomonas*, *Asaia*, *Gluconacetobacter*, *Gluconobacter*, and

*Kozakia*. In: Dworkin M., Falkow S., Rosenberg E., Schleifer KH., Stackebrandt E. (eds), *The Prokaryotes*. Springer, New York, NY. [https://doi.org/10.1007/0-387-30745-1\\_9](https://doi.org/10.1007/0-387-30745-1_9)

Keshk S., 2014: Bacterial cellulose production and its industrial applications, *Journal of bioprocessing & biotechniques* 4. <http://dx.doi.org/10.4172/2155-9821.1000150>

Kiziltas E. E., Kiziltas A., Gardner D.J., 2015: Synthesis of bacterial cellulose using hot water extracted wood sugars. *Carbohydrate Polymers* 124, 131-138. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2015.01.036>

Klemm D., Heublein B., Fink H., Bohn A., 2005: Cellulose: Fascinating biopolymer and sustainable raw material. *Angewandte Chemie International Edition* 44, 3358-3393. <https://doi.org/10.1002/anie.200460587>

Klemm D., Schumann D., Udhardt U., Marsch S., 2001: Bacterial synthesized cellulose artificial blood vessels for microsurgery. *Progress in Polymer Science* 26, 1561-1603. [https://doi.org/10.1016/S0079-6700\(01\)00021-1](https://doi.org/10.1016/S0079-6700(01)00021-1)

Krystynowicz A., Czaja W., Bielecki S., 1999: Biosynteza i możliwości wykorzystania celulozy bakteryjnej. *Żywność* 3, 22-33.

Łaskiewicz B., 1998: Solubility of bacterial cellulose and its structural properties. *Journal of Applied Polymer Science* 67, 1871-1876. [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1097-4628\(19980314\)67:11%3C1871::AID-APP5%3E3.0.CO;2-I](https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-4628(19980314)67:11%3C1871::AID-APP5%3E3.0.CO;2-I)

Lee K., Buldum G., Mantalaris A., Bismarck A., 2014: More than meets the eye in bacterial cellulose: Biosynthesis, bioprocessing, and applications in advanced fiber composites. *Macromolecular Bioscience* 14, 10-32. <https://doi.org/10.1002/mabi.201300298>

Li J., Chen G., Zhang R., Wu H., Zeng W., Liang Z., 2019: Production of high crystallinity type-I cellulose from *Komagataeibacter hansenii* JR-02 isolated from Kombucha tea. *Biotechnology and Applied Biochemistry* 66, 108-118. <https://doi.org/10.1002/bab.1703>

Lin S.P., Loira Calvar I., Catchmark J.M., Liu J.R., Demirci A., Cheng K.C., 2013: Biosynthesis, production and applications of bacterial cellulose. *Cellulose* 20, 2191-2219. <https://doi.org/10.1007/s10570-013-9994-3>

Liu K., Catchmark J., 2019: Enhanced mechanical properties of bacterial cellulose nanocomposites produced by co-culturing *Gluconacetobacter hansenii* and *Escherichia coli* under static conditions. *Carbohydrate Polymers* 219, 12-20. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.04.071>

Liu S., Qureshi N., 2009: How microbes tolerate ethanol and butanol. *New Biotechnology* 26, 117-121. <https://doi.org/10.1016/j.nbt.2009.06.984>

Machado R.T.A., Gutierrez J., Tercjak A., Trovatti E., Uahib F.G.M., Moreno G.P., Nascimento A.P., Berreta A.A., Ribeiro S.J.L., Barud H.S., 2016: *Komagataeibacter rhaeticus* as an alternative bacteria for cellulose production. *Carbohydrate Polymers* 152, 841-849. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2016.06.049>

Makarov I.S., Shambilova G.K., Vinogradov M.I., Zatonskih P.V., Gromovykh T.I., Lutsenko S.V., Arkharova N.A., Kulichikhin V.G., 2020: Films of bacterial cellulose prepared

from solutions in N-methylmorpholine-N-oxide: Structure and properties. *Processes* 8, 171. <https://doi.org/10.3390/pr8020171>

Marsh A., O'Sullivan O., Hill C., Ross R., Cotter P., 2014: Sequence-based analysis of the bacterial and fungal compositions of multiple kombucha (tea fungus) samples. *Food Microbiology* 38, 171-178. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2013.09.003>

May A., Narayanan S., Alcock J., Varsani A., Maley C., Aktipis, A., 2019: Kombucha: a novel model system for cooperation and conflict in a complex multi-species microbial ecosystem, *PeerJ* 7:e7565. <https://doi.org/10.7717/peerj.7565>

Morgan J.L.W., Strumillo J., Zimmer J., 2013: Crystallographic snapshot of cellulose synthesis and membrane translocation. *Nature* 493, 181-186. <https://doi.org/10.1038/nature11744>

Nakagaito A.N., Iwamoto S., Yano H., 2005: Bacterial cellulose: the ultimate nano-scalar cellulose morphology for the production of high-strength composites. *Applied Physics A* 80, 93-97. <https://doi.org/10.1007/s00339-004-2932-3>

Nguyen V.T., Flanagan B., Gidley M.J., Dykes G.A., 2008: Characterization of cellulose production by a *Gluconacetobacter xylinus* strain from Kombucha. *Current Microbiology* 57, 449-453. <https://doi.org/10.1007/s00284-008-9228-3>

Nishi Y., Uryu M., Yamanaka S., Watanabe K., Kitamura N., Iguchi M., Mitsunashi S., 1990: The structure and mechanical properties of sheets prepared from bacterial cellulose. *Journal of Materials Science* 25, 2997-3001. <https://doi.org/10.1007/BF00584917>

Olędzki R., Walaszczyk E., 2020: Bionanocellulose - properties, acquisition and perspectives of application in the food industry. *Postępy Mikrobiologii - Advancements of Microbiology* 59, 87-102. <http://dx.doi.org/10.21307/PM-2020.59.1.008>

Park J.K., Jung J.Y., Park Y.H., 2003: Cellulose production by *Gluconacetobacter hansenii* in a medium containing ethanol. *Biotechnology Letters* 25, 2055-2059. <https://doi.org/10.1023/b:bile.0000007065.63682.18>

Park S., Baker J.O., Himmel M.E., Parilla P.A., Johnson D.K., 2010: Cellulose crystallinity index: measurement techniques and their impact on interpreting cellulase performance. *Biotechnology for Biofuels* 3, 10. <https://doi.org/10.1186/1754-6834-3-10>

Qiu K., Netravali A.N., 2014: A Review of fabrication and applications of bacterial cellulose based nanocomposites. *Polymer Reviews* 54, 598-626. <https://doi.org/10.1080/15583724.2014.896018>

Rivas B., Moldes A. B., Domínguez J. M., Parajó J. C., 2004: Development of culture media containing spent yeast cells of *Debaryomyces hansenii* and corn steep liquor for lactic acid production with *Lactobacillus rhamnosus*. *International Journal of Food Microbiology* 97, 93-98. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2004.05.006>

Römling U., Galperin M.Y., 2015: Bacterial cellulose biosynthesis: diversity of operons, subunits, products, and functions. *Trends in Microbiology* 23, 545-557. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2015.05.005>

Ross P., Mayer R., Benziman M., 1991: Cellulose biosynthesis and function in bacteria. *Microbiological Reviews* 55, 35-58. <https://doi.org/10.1128/mr.55.1.35-58.1991>

Ryngajłło M., Kubiak K., Jędrzejczak-Krzepkowska M., Jacek P., Bielecki S., 2018: Comparative genomics of the *Komagataeibacter* strains - Efficient bionanocellulose producers. *MicrobiologyOpen* 8:e00731. <https://doi.org/10.1002/mbo3.731>

Saichana N., Matsushita K., Adachi O., Frébort I., Frebortova J., 2015: Acetic acid bacteria: A group of bacteria with versatile biotechnological applications. *Biotechnology Advances* 33, 1260-1271. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2014.12.001>

Schrecker S.T., Gostomski P.A., 2005: Determining the water holding capacity of microbial cellulose. *Biotechnology Letters* 27, 435-443. <https://doi.org/10.1007/s10529-005-1465-y>

Scionti G., 2010: Mechanical properties of bacterial cellulose implants. master of science thesis in biomedical engineering, Chalmers University of Technology, Göteborg, Sweden

Shoda M., Sugano Y., 2005: Recent advances in bacterial cellulose production. *Biotechnology and Bioprocess Engineering* 10, 1-8. <http://dx.doi.org/10.1007/BF02931175>

Skočaj M., 2019: Bacterial nanocellulose in papermaking. *Cellulose* 26, 6477-6488. <https://link.springer.com/article/10.1007/s10570-019-02566-y>

Škraban J., Cleenwerck I., Vandamme P., Faneli L., Trček J., 2018: Genome sequences and description of novel exopolysaccharides producing species *Komagataeibacter pomaceti* sp. nov. and reclassification of *Komagataeibacter kombuchae* (Dutta and Gachhui 2007) Yamada et al., 2013 as a later heterotypic synonym of *Komagataeibacter hansenii* (Gosselé et al. 1983) Yamada et al., 2013. *Systematic and Applied Microbiology* 41, 581-592. <https://doi.org/10.1016/j.syapm.2018.08.006>

Skvortsova Z.N., Gromovych T.I., Grachev V.S., Traskin V.Yu., 2019: Physicochemical Mechanics of Bacterial Cellulose. *Colloid Journal* 81, 366-376. <http://dx.doi.org/10.1134/S1061933X19040161>

Stanisławska A., Staroszczyk H., Szkodo M., 2020: The effect of dehydration/rehydration of bacterial nanocellulose on its tensile strength and physicochemical properties. *Carbohydrate Polymers* 236, 116023-116032. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2020.116023>

Sutherland I.W., 2001: Microbial polysaccharides from Gram-negative bacteria. *International Dairy Journal* 11, 663-674. [https://doi.org/10.1016/s0958-6946\(01\)00112-1](https://doi.org/10.1016/s0958-6946(01)00112-1)

Ullah M.W., Manan S., Kiprono S.J., Ul-Islam M., Yang G., 2019: Synthesis, structure, and properties of bacterial cellulose. In: Huang J., Dufresne A., Lin N. (eds), *Nanocellulose: From Fundamentals to Advanced Materials*. Wiley VCH, Weinheim, Germany. <http://dx.doi.org/10.1002/9783527807437.ch4>

Villarreal-Soto S., Beaufort S., Bouajila J., Souchard J., Taillandier P., 2018: Understanding Kombucha tea fermentation. A Review. *Journal of Food Science* 83, 580-588. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.14068>



Vitta S., Thiruvengadam V., 2012: Multifunctional bacterial cellulose and nanoparticle-embedded composites. *Current Science* 102, 1398-1405. <https://www.jstor.org/stable/24107797>

Wang J., Tavakoli J., Tang Y., 2019: Bacterial cellulose production, properties and applications with different culture methods - A review. *Carbohydrate Polymers* 219, 63-76. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.05.008>

Williams W., Cannon R., 1989: Alternative environmental roles for cellulose produced by *acetobacter xylinum*. *Applied and Environmental Microbiology* 55, 2448-2452. <https://doi.org/10.1128/aem.55.10.2448-2452.1989>

Yamada Y., Yukphan P., Lan Vu H.T., Muramatsu Y., Ochaikul D., Tanasupawat S., Nakagawa Y., 2012: Description of *Komagataeibacter* gen. nov., with proposals of new combinations (*Acetobacteraceae*). *The Journal of General and Applied Microbiology* 58, 397-404. <https://doi.org/10.2323/jgam.58.397>

Yamanaka S., Watanabe K., Kitamura N., Iguchi M., Mitsuhashi S., Nishi Y., Uryu M., 1989: The structure and mechanical properties of sheets prepared from bacterial cellulose. *Journal of Materials Science* 24, 3141-3145. <https://doi.org/10.1007/BF01139032>

Yang H., McManus J., Oehme D., Singh A., Yingling Y.G., Tien M., Kubicki J.D., 2019: Simulations of cellulose synthesis initiation and termination in bacteria. *The Journal of Physical Chemistry B* 123, 3699-3705. <https://doi.org/10.1021/acs.jpcc.9b02433>

Ye S., Jiang L., Su C., Zhu Z., Wen Y., Shao W., 2019: Development of gelatin/bacterial cellulose composite sponges as potential natural wound dressings. *International Journal of Biological Macromolecules* 133, 148-155. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.04.095>

Yim S.M., Song J.E., Kim H.R., 2017: Production and characterization of bacterial cellulose fabrics by nitrogen sources of tea and carbon sources of sugar. *Process Biochemistry* 59, Part A, 26-36. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2016.07.001>

Zhang H., Chen C., Zhu C., Sun D., 2016: Production of bacterial cellulose by *acetobacter xylinum*: effects of carbon/nitrogen-ratio on cell growth and metabolite production. *Cellulose Chemistry and Technology* 50, 997-1003.

## Źródła internetowe

[https://www.researchandmarkets.com/reports/4986817/global-pulp-market-with-focus-on-dissolving-pulp?utm\\_source=dynamic&utm\\_medium=GNOM&utm\\_code=k7thfv&utm\\_campaign=1352559+-+Global+Pulp+Market+Forecasts+with+Focus+on+Dissolving+Pulp+\(Viscose+%26+Specialty+Cellulose\)+2020-2024&utm\\_exec=joca220gnomd](https://www.researchandmarkets.com/reports/4986817/global-pulp-market-with-focus-on-dissolving-pulp?utm_source=dynamic&utm_medium=GNOM&utm_code=k7thfv&utm_campaign=1352559+-+Global+Pulp+Market+Forecasts+with+Focus+on+Dissolving+Pulp+(Viscose+%26+Specialty+Cellulose)+2020-2024&utm_exec=joca220gnomd)  
(dokument elektroniczny, stan na dzień 22.11.2021)

---

Artykuł recenzowany / Reviewed paper

Zgłoszony / Submitted: 16.12.2021

Opublikowany online / Published online: 29.12.2021