

**SYLABUS**

DOTYCZY CYKLU KSZTAŁCENIA 2023/2024– 2025/2026  
(skrajne daty)

**1. PODSTAWOWE INFORMACJE O PRZEDMIOCIE**

Nazwa przedmiotu	<b>Biologia molekularna</b>
Kod przedmiotu*	
Nazwa jednostki prowadzącej kierunek	Kolegium Nauk Przyrodniczych
Nazwa jednostki realizującej przedmiot	Instytut Biologii i Biotechnologii
Kierunek studiów	Biologia
Poziom studiów	studia I stopnia
Profil	ogólnoakademicki
Forma studiów	stacjonarne
Rok i semestr/y studiów	rok III, semestr 5
Rodzaj przedmiotu	kierunkowy
Język wykładowy	j. polski
Koordinator	dr hab. Maciej Wnuk, prof. UR
Imię i nazwisko osoby prowadzącej / osób prowadzących	dr hab. Maciej Wnuk, prof. UR (wykład) dr hab. Justyna Ruchała, prof. UR (wykład) dr Sabina Bednarska (ćwiczenia) dr Iwona Rzeszutek (ćwiczenia)

\* -opcjonalnie, zgodnie z ustaleniami w Jednostce

**1.1. Formy zajęć dydaktycznych, wymiar godzin i punktów ECTS**

Semestr (nr)	Wykł.	Ćw.	Konw.	Lab.	Sem.	ZP	Prakt.	Inne (jakie?)	Liczba pkt. ECTS
5	20			25					4

**1.2. Sposób realizacji zajęć**

- ☒ zajęcia w formie tradycyjnej
- ☒ zajęcia realizowane z wykorzystaniem metod i technik kształcenia na odległość

**1.3 Forma zaliczenia przedmiotu (z toku) (egzamin, zaliczenie z oceną, zaliczenie bez oceny)**

WYKŁAD – EGZAMIN

ĆWICZENIA LABORATORYJNE – ZALICZENIE Z OCENĄ

**2. WYMAGANIA WSTĘPNE**

Wiedza z zakresu biochemii, genetyki oraz biologii komórki.
---

### 3. CELE, EFEKTY UCZENIA SIĘ, TREŚCI PROGRAMOWE I STOSOWANE METODY DYDAKTYCZNE

#### 3.1 Cele przedmiotu

C <sub>1</sub>	Pogłębienie wiedzy teoretycznej w zakresie struktury i funkcji makrocząsteczek biologicznych oraz makrocząsteczkowych kompleksów DNA, RNA i białek.
C <sub>2</sub>	Zaznajomienie studenta z procesami molekularnymi odpowiedzialnymi za utrzymanie wewnątrzkomórkowej homeostazy, w tym z molekularnym podłożem przebiegu wybranych procesów komórkowych
C <sub>3</sub>	Nauka studentów zasad prawidłowego odczytu, interpretacji oraz analizy uzyskanych wyników eksperymentalnych z zakresu biologii molekularnej
C <sub>4</sub>	Przygotowanie studentów do posługiwania się wybranymi technikami eksperymentalnymi stosowanymi w biologii molekularnej.

#### 3.2 Efekty uczenia się dla przedmiotu

EK (efekt uczenia się)	Treść efektu uczenia się zdefiniowanego dla przedmiotu	Odniesienie do efektów kierunkowych <sup>1</sup>
EK_o1	Student rozumie terminologię z zakresu biologii molekularnej, za pomocą której opisuje główne elementy struktury kwasów nukleinowych i białek charakteryzując przy tym ich funkcje biologiczne	K_Wo1
EK_o2	Student zna zaawansowane techniki i narzędzia badawcze wykorzystywane w biologii molekularnej w celu modyfikacji i analizy genomów oraz i rozumie ryzyko z nimi związane	K_Wo3; K_W11; K_W12
EK_o3	Student zna i analizuje przebieg kluczowych procesów związanych z metabolizmem kwasów nukleinowych i białek oraz z ekspresją informacji genetycznej	K_Wo4; K_Wo5; K_Wo7
EK_o4	Student potrafi obsługiwać specjalistyczną aparaturę z zachowaniem zasad bezpieczeństwa i higieny pracy oraz dobrej praktyki laboratoryjnej, w zakresie umożliwiającym grupowe, jak również samodzielne wykonywanie zadań badawczych	K_Uo1; K_Uo2
EK_o5	Student potrafi interpretować wyniki oraz dobierać odpowiednie metody w tym bioinformatyczne oraz bazy danych do planowania kolejnych eksperymentów w zakresie biologii molekularnej	K_Uo3; K_Uo7
EK_o6	Student potrafi posługiwać się specjalistycznym językiem angielskim oraz terminologią z zakresu zagadnień dot. biologii molekularnej	K_Uo9
EK_o7	Student potrafi dokonać krytycznej analizy otrzymanych wyników z użyciem narzędzi biologii molekularnej	K_Ko1

<sup>1</sup> W przypadku ścieżki kształcenia prowadzącej do uzyskania kwalifikacji nauczycielskich uwzględnić również efekty uczenia się ze standardów kształcenia przygotowującego do wykonywania zawodu nauczyciela.

EK_o8	Student potrafi samodzielnie zorganizować swoją pracę w laboratorium molekularnym z poszanowaniem zasad dobrej praktyki laboratoryjnej	K_Ko4; K_Ko5
-------	--	--------------

### 3.3 Treści programowe

#### A. Problematyka wykładu

Treści merytoryczne
Porównanie organizacji genomów archeonów/bakterii/drożdży/glonów/zwierząt oraz roślin. Rola sekwencji niekodujących w utrzymaniu integralności genomów komórek eukariotycznych. Rozpoznawanie sekwencji docelowego kwasu nukleinowego DNA przez komplementarne do niego sekwencje RNA. Pozachromosomowe DNA.
Wirusy - budowa. Molekularne mechanizmy replikacji wirusów RNA i DNA. Białka wirulencji wirusów DNA i RNA, charakterystyka i funkcje na przykładzie wirusa opryszczki i SARS-CoV-2.
Mobilne elementy genomu, Sekwencje insercyjne i transpozony, transpozony klasy I, transpozony klasy II. Integrony i kasety genowe, Integracyjne elementy koniugacyjne/ integrony koniugacyjne, wyspy patogenności
Techniki sekwencjonowanie DNA Metoda chemiczna Maxama Gilberta, Metoda dideoksy Sangera i Coulsona, Pirosekwencjonowanie – sekwencjonowanie w czasie rzeczywistym, Sekwencjonowanie z użyciem chipów, Sekwencjonowanie w technologii Illumina: mostkowe, przez syntezę z odwracalną terminacją, Sekwencjonowanie w technologii Ion Torrent: przez syntezę z detekcją protonów na układzie scalonym
Regulacja ekspresji genów przez epigenetyczne mechanizmy: Metylacja i demetylacja DNA, metylotransferazy DNA.
Regulacja ekspresji genów przez epigenetyczne mechanizmy: Białka modyfikujące potranslacyjnie histony. Kompleksy remodelujące chromatynę zależne od ATP, warianty histonów. Inhibitory HAT, Sirtuin wykorzystywane w medycynie. Metody badania zjawisk epigenetycznych – ChIP.
Regulacja ekspresji genów przez modyfikacje potranskrypcyjne RNA. Sposoby badania modyfikacji RNA. Funkcje 5mC, m6A – metody identyfikacji. Rodzaje oraz funkcje metylotransferaz RNA.
Molekularne mechanizmy regulacji ekspresji genów przez interferencyjne RNA, mikroRNA, lcnRNA, piRNA. Metody badania mikroRNA., lcnRNA, piRNA
Podstawy molekularne integracji i regulacji metabolizmu
Przebieg i kontrola biosyntezy białka. Narzędzia do analizy ekspresji genów: Geny reporterowe, Mutageniza <i>in vitro</i> , techniki hybrydyzacji RNA, RNA-seq, qPCR, immunodetekcja, analiza oddziaływań DNA-Białko, RNA-Białko, Białko-białko, analizy strukturalne białek,
Molekularne podstawy procesów odpornościowych. Mechanizmy prowadzące do różnorodności przeciwciał. Somatyczna rekombinacja, hipermutacje somatyczne. Białka MHC i ich polimorfizm . Molekularne procesy odporności komórek somatycznych na wirusy oraz egzogenne RNA/DNA. RIG-I, cGAS/STING, NFkB
Molekularne mechanizmy regulujące embriogenezę i różnicowanie komórek

B. Problematyka ćwiczeń audytoryjnych, konwersatoryjnych, laboratoryjnych, zajęć praktycznych

Treści merytoryczne
Zapoznanie się z regulaminem BHP, wyposażeniem laboratorium oraz dobrą praktyką laboratoryjną. Zasady pracy z białkami, DNA oraz RNA, sposoby przeciwdziałania kontaminacji oraz degradacji RNA.
Wprowadzenie do epigenetyki. Izolacja białek histonowych
Analiza modyfikacji histonów metodą Western blot.
Wprowadzenie do klonowania DNA. Cechy wektorów stosowanych w klonowaniu i wektorów ekspresyjnych. Rodzaje wektorów używanych do klonowania w organizmach prokariotycznych i eukariotycznych. Budowa wektora plazmidowego.
GFP-tagging jako metoda badania lokalizacji i funkcji białek. Zaplanowanie otrzymania białka fuzyjnego z GFP w komórkach drożdży <i>S. cerevisiae</i> .
Łańcuchowa reakcja polimeryzacji (PCR) . Amplifikacja genu wybranego do GFP-tagging.
Najczęściej stosowane metody izolacji DNA. Miniizolacja plazmidowego DNA metodą lizy alkalicznej.
Zastosowanie endonukleaz restrykcyjnych w analizie DNA. Hydroliza restrykcyjna zrekombinowanego plazmidowego DNA.
Elektroforeza DNA w żelu agarozowym. Analiza mapy restrykcyjnej rekombinanta.
Ligacja fragmentów DNA: zasady planowania eksperymentu, zastosowanie ligazy T <sub>4</sub> , alkalicznej fosfatazy oraz fragmentu Klenowa w otrzymywaniu zrekombinowanego DNA.
Transformacja komórek obcym DNA, metoda elektrotransformacji i transformacji chemicznej.
Selekcja rekombinantów po transformacji .
Izolacja RNA, ocena jakości oraz stężenia kwasów nukleinowych po izolacji, odwrotna transkrypcja oraz otrzymywanie cDNA jako matrycy do reakcji qPCR.
Reakcja PCR w czasie rzeczywistym z użyciem sond TaqMan oraz barwnika SYBRGreen. Sposoby wyznaczania relatywnej ekspresji genu.
Zapoznanie studentów z funkcjonowaniem i możliwościami wybranych baz danych i programów służących do analizy struktury i funkcji makromolekuł biologicznych. Ewolucja białek, porównanie zmienności regionów białek u różnych organizmów.

### 3.4 Metody dydaktyczne

Wykład - wykład z prezentacją multimedialną, metody kształcenia na odległość

Ćwiczenia laboratoryjne - praca w laboratorium, praca w grupach, opracowywanie wyników, wykonywanie doświadczeń, metody kształcenia na odległość.

#### 4. METODY I KRYTERIA OCENY

##### 4.1 Sposoby weryfikacji efektów uczenia się

Symbol efektu	Metody oceny efektów uczenia się (np.: kolokwium, egzamin ustny, egzamin pisemny, projekt, sprawozdanie, obserwacja w trakcie zajęć)	Forma zajęć dydaktycznych (w, ćw, ...)
EK_01 – EK_03	OBECNOŚĆ NA WYKŁADACH, AKTYWNOŚĆ, EGZAMIN	W
EK_01 – EK_08	KOLOKWIMUM, AKTYWNOŚĆ, OBSERWACJA W CZASIE ZAJĘĆ	ĆW

##### 4.2 Warunki zaliczenia przedmiotu (kryteria oceniania)

Warunkiem zaliczenia przedmiotu jest osiągnięcie wszystkich założonych efektów uczenia się.

Wykład: egzamin pisemny z pytaniami otwartymi

Ćwiczenia: zaliczenie z oceną

- obecność na zajęciach,
- przeprowadzenie doświadczeń laboratoryjnych,
- kolokwium

Uzyskanie oceny pozytywnej z ćwiczeń jest warunkiem przystąpienia do egzaminu.

O ocenie decyduje liczba uzyskanych punktów:

bdb 91-100%, db plus 81-90%, db 71-80%, dst plus 61-70%, dst 51-60%, ndst 0-50%

#### 5. CAŁKOWITY NAKŁAD PRACY STUDENTA POTRZEBNY DO OSIĄGNIĘCIA ZAŁOŻONYCH EFEKTÓW W GODZINACH ORAZ PUNKTACH ECTS

Forma aktywności	Średnia liczba godzin na zrealizowanie aktywności
Godziny kontaktowe wynikające z harmonogramu studiów	45
Inne z udziałem nauczyciela akademickiego (udział w konsultacjach, egzaminie)	5
Godziny niekontaktowe – praca własna studenta (przygotowanie do zajęć, egzaminu, napisanie referatu itp.)	50
SUMA GODZIN	100
<b>SUMARYCZNA LICZBA PUNKTÓW ECTS</b>	<b>4</b>

*\* Należy uwzględnić, że 1 pkt ECTS odpowiada 25-30 godzin całkowitego nakładu pracy studenta.*

## 6. PRAKTYKI ZAWODOWE W RAMACH PRZEDMIOTU

wymiar godzinowy	
zasady i formy odbywania praktyk	

## 7. LITERATURA

Literatura podstawowa:

1. „Podstawy biologii molekularnej” Lizabeth A. Allison, Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego, 2009
2. „Biologia molekularna nowotworów w praktyce klinicznej” Lauren Pecorino, rok wydania 2018 wydawnictwo: URBAN & PARTNER
3. „Biologia molekularna – krótkie wykłady” P. C. Turner, A. G. McLennan, A. D. Bates, M. R. H. White, wydanie trzecie zm., Wydawnictwo Naukowe PWN, 2012.
4. „Biologia molekularna w medycynie” J. Bal (red.), wydanie trzecie zm., Wydawnictwo Naukowe PWN, 2013.
5. „Biochemia” Berg J.M., Tymoczko L., Stryer L. PWN, Warszawa, wydanie 6., 2009.
6. „Biochemia - krótkie wykłady” Hames B.D., Hooper N.M. wydanie trzecie popr., Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa, 2012.

Literatura uzupełniająca:

1. „Lehninger Principles of Biochemistry”, D. L. Nelson, M. M. Cox; W. H. Freeman – 5. edycja, 2008.
2. „Genomes 2nd edition” T. A. Brown, Garland Science, 2002.  
<http://ncbi.nlm.nih.gov/books/bv.fcgi?rid=genomes>

Akceptacja Kierownika Jednostki lub osoby upoważnionej