



Ausbildung: Staatlich geprüfte/r Techniker/in
Fachbereich: Biotechnik
Schwerpunkt: Biochemisches Praktikum - Teilzeit

Kompetenzen - Inhalte	Ustd.	Bemerkungen
Die Studierenden kennen die Beurteilungskriterien und Stoffinhalte des Unterrichtsfachs.	80	
1. Einführung in das experimentelle Arbeiten im Biochemischen Praktikum		
Die Studierenden kennen die Regelvorschriften zur Arbeitssicherheit, können diese bei der Versuchsdurchführungen anwenden, wissen über die Chemikalienentsorgung und können QS-Systeme (GLP) im Praktikum anwenden. Sie können Puffer herstellen und kennen die Methoden der Sterilisation (Dampfsterilisation, Sterilfiltration) von wässrigen und organischen Lösungen. Sie können die Lösungsenthalpie an praktischen Beispielen darstellen, wissen über die Methoden zum Entsalzen und Umpuffern [Dialyse und Mikrodialyse; Membranzentrifugation; Entsalzen mit GPC (NAP TM -5, NAP TM -25-Säulen)].	6	
2. Spektren der Oxidoreduktasen NADH und NADPH		
Die Studierenden können anhand von im Praktikum erstellten Spektren der Coenzyme NAD ⁺ /NADH sowie NADP ⁺ /NADPH, Wasserstoff-übertragende Enzyme, die in vielen wichtigen Stoffwechselwegen aller Lebewesen vorkommen, die stereospezifische Redoxreaktion am Pyridinring darstellen.	2	
3. Kohlenhydrate, Vitamine, Fette und Lipide		
Die Studierenden können reduzierende und nicht-reduzierende Zucker nachweisen und voneinander unterscheiden (Fehling'sche Lösung, Silber Spiegel). Sie können Glucose enzymatisch bestimmen (Hexokinase-Test), kennen die Bestimmung und Charakterisierung von Ascorbinsäure, enzymatisch sowie mit dem Fehling-Test. Die Studierenden können Fette qualitativ und quantitativ charakterisieren (Von Bayers Reaktion, Bestimmung der Verseifungszahl).	8	
4. Nucleinsäuren - DNA		
Die Studierenden können Desoxyzucker quantitativ nachweisen. Sie kennen die Methoden zur Bestimmung von Hyper- und Hypochromie und den Einfluss der sauren Hydrolyse auf die Bestimmung der Basenanteile. Sie können die enzymatische Hydrolyse mit DNase I für die Isolierung von RNA und Proteinen anwenden sowie DNA thermisch de- und renaturieren als eine der Voraussetzungen für die Durchführung der Polymerasekettenreaktion.	6	
5. Nucleinsäuren - RNA		
Die Studierenden können Gesamt-RNA mit verschiedenen Methoden isolieren und spektralphotometrisch quantifizieren. Sie können prokaryotische Ribosomen mit Hilfe enzymatischer und mechanischer Zellaufschlussmethoden sowie niedrig- und hochtouriger Zentrifugationsmethoden isolieren und aus diesen die ribosomale RNA gewinnen. Die Studierenden können die analytischen (quantitativ und qualitativ) Methoden [spektralphotometrisch, denaturierende Polyacrylamid-Harnstoff-Gelelektrophorese (Urea-PAGE), denaturierende Agarosegelelektrophorese] zur Analyse von Ribonucleinsäuren anwenden.	* 16	

6. Aminosäuren und Proteine		
Die Studierenden kennen die quantitativen Nachweise von aromatischen Aminosäuren (Xanthoproteinreaktion) sowie den Nachweis von Tyrosin (Millonsche Probe). Sie können Proteine (Lysozym) und Antikörper (IgY) mit IEC und SEC unter verschiedenen Bedingungen [Gravitation und niedrigen Drücken (FPLC, ÄKTAprime™)] und entsprechenden Anreicherungsmethoden (e.g. Ammoniumsulfatfällung) und sich anschließenden Entsalzungsmethoden aufreinigen. Die Studierenden können die Methoden zur Charakterisierung der aufgereinigten Proteine (Proteinbestimmung mit BCA und Bradford, SDS-PAGE, Aktivitätsbestimmung von Lysozym, Western Blot und Elisa von IgY) anwenden.	16	
7. Kristallisation von Proteinen		
Die Studierenden kennen die Methoden zur Kristallisation von Proteinen und können diese am Beispiel von Lysozym anwenden ("hängende" und "sitzende" Tropfen).	2	
8. Enzymkinetik		
Die Studierenden kennen die theoretischen Grundlagen der Enzymkinetik (Michaelis-Menten Diagramm, Lineveaver-Burk Diagramm, Eadie-Hofstee Diagramm, Reaktionshemmung, kompetitive Inhibitoren, unkompetitive Hemmung, gemischte oder nichtkompetitive Hemmung, Dixon Diagramm, Selbstmordsubstrate, IC_{50} -Wert) und können diese mit ausgewählten Beispielen praktisch anwenden (Variation der Enzymmenge; Bestimmung der Enzymaktivität, Variation der Substratkonzentration; Bestimmung von K_m und v_{max}).	3	
9. Zellkultur höherer Eukaryoten		
Die Studierenden können die theoretisch erworbenen Kenntnisse in die entsprechenden Experimente umsetzen (Herstellen der Medien, Anlegen von Subkulturen, Behandlung von Suspensionszellen, Techniken zum Einfrieren und Auftauen eukaryotischer Zelllinien, Klonierung einer Zelllinie, Vitalitätsbestimmung mit Trypanblau).	8	
Verbleibende Stunden (je nach Semestereinteilung, Stundenplan, Feiertage) für punktuelle Vertiefungen, Wiederholungen und zusätzliche Übungen.	5	
Colloquium, Referat	8	