

	Tag	Curriculum
Molekularbiologische Methoden / Sequenzierung	1 & 2 Mo. 09.11.2020 Dr. M. Becker (8h)	Molekularbiologische Grundlagen und Sequenzierung - Grundlagen (Proteinbiosynthese) - Sequenzierverfahren nach Sanger - Automatisierte Sanger-Sequenzierung - Genomsequenzierungen/Humangenomprojekt Next Generation Sequencing (NGS) - NGS - moderne Hochdurchsatzsequenzierverfahren - Kritische Betrachtung des NGS und Vergleich zur Sanger-Sequenzierung - Bedeutung des Hochdurchsatz-NGS für die medizinische Forschung (Genomik, Systembiologie und transnationale Sequenzierprojekte)
	3 & 4 Di. 10.11.2020 Dr. A. Aydin (8h)	Isolierung, Reinigung, Trennung und Visualisierung von Nukleinsäuren - Molekularbiologische Grundlagen (Aufbau DNA / RNA) Isolierungstechniken von DNA und RNA aus Gewebe / Zellen/ Blut - Silica-Säulen-Systeme, Magnet-Partikel-Extraktion (Automatisierte Systeme) - Qualitätsanalyse und Quantifizierung von DNA - Arbeitsabläufe von Elektrophoresen: Agarose- und Polyacrylamid-Gele, Kapillarelektrophorese Klonieren von rekombinanter DNA - Restriktionsenzyme, DNA Methylierung und Restriktion - Internetanwendung (z.B. NEB cutter) - Diskussion von Plasmidkarten - Aufreinigung von getaggtten Proteinen
	5 & 6 Mi 11.11.2020 Dr. A. Aydin (8h)	Polymerase Kettenreaktion (PCR) - Grundlagen der PCR - Komponenten, Hemmstoffe und Beschleuniger - PCR-Protokoll - Internetanwendung: Beispiel Primer-Design - Reverse Transkriptase PCR Quantitative (RealTime) PCR - Arbeitsprinzip Farbstoffe und Sonden - Vor- und Nachteile von Farbstoffen und Sonden - Amplifikationsphasen der RealTime-PCR - TaqMan Quantifizierungsstrategien - Einflussfaktoren auf einen CT-Wert
	7 Do 12.11.2020 Dr. M. Strehle (8h)	CRISPR/Cas9 - Genome Engineering I - Methoden des Gene Targeting / Silencing - Zinkfinger-Nukleasen und TALEN - CRISPR/Cas9: Grundlagen und aktuelle Entwicklungen, Anwendungen (Modifikation / Deletion von Genen, genomweite funktionelle Screens, Expressionskontrolle) CRISPR/Cas9 - Genome Engineering II - Design eines einfachen Gendelektionsexperiments - Erarbeiten einer CRISPR/Cas Strategie für eine selbstgewählte Fragestellung - Therapeutische Anwendung von CRISPR/Cas9 - Rechtliche und ethische Fragen

Proteinanalytische Methoden	8 Fr 13.11.2020 Dr. J. Cubrilo (4h)	Grundlagen der Proteinanalyse - Molekularbiologische Grundlagen: Aufbau / Funktion von Proteinen - Aufreinigung von Proteinen (Zellaufschluss, Fällung) - Quantifizierung von Proteinen (chemische und spektroskopische Methoden) - Spezielle Analytik (Kinetik, Enzyme/ Rezeptoren)
	9 Dr. M. Kuhne (4h)	Immunologische und immunchemische Methoden - Antikörper (Grundlagen, Herstellung, Therapie) - Immunologische Methoden (Western Blot, ELISA, Immunpräzipitation, FACS, etc.)
	10 Sa 14.11.2020 Dr. H. Zauber (8h)	Methoden der Proteinanalyse - Einführung in Methoden der Hochdurchsatz Proteinanalyse (2D-Gele, Yeast-2-Hybrid, Massenspektrometrie) - Massenspektrometriebasierte Proteomik (MALDI, ESI, Types of Mass Spectrometers) - Isotopenbasiertes Labeling (SILAC, TMT, ICAT) - Methoden der Proteomfraktionierung (SCX, HpH, IEF) - Methoden der Probenaufbereitung (Proteinanreicherung, Proteinverdau) - Reverse Phase Chromatographie (StageTips, nanoHPLC) - Grundlagen der proteomischen Datenanalyse (MS1 und MS2 Spektren, Suchalgorithmen, Target-Decoy Strategie, Quantifizierung)
Biologische Datenbanken	11 & 12 Mo 16.11.2020 Dr. R. Menzel (8h)	Biologische Datenbanken, Praktische Übungen im Internet - Informationsquellen zur Molekularbiologie im Internet - Datenbanken – eine Einführung - Sequenzformate (GenBank, FASTA) und Zugriffsnummern - Speicherung und Bearbeitung von Nukleotid- und Aminosäure-Sequenzen am Beispiel von <i>NCBI Nucleotide</i> , <i>Protein</i> und <i>OMIM</i>
		DNA Sequenzvergleiche - Alignments – eine Einführung - Erstellen paarweiser Alignments mit <i>BLASTn</i> und <i>BLASTp</i> - Erstellen von Sequenz-Ausrichtungen (Multiple Alignments) mit <i>Clustal Omega</i> - Exportieren von Daten aus <i>NCBI HomoloGene</i> - Erstellen phylogenetischer Bäume am Beispiel von <i>TreeView</i>
Epigenetik & Genomics	13 & 14 Di 17.11.2020 Dr. R. Menzel (8h)	Genregulation mittels Epigenetik - Einführung zur DNA-Methylierung, Histon-Modifikation und RNA Interferenz - Methoden der Epigenetik (Bisulfite Sequencing, ChIP-chip & ChIP-Seq, RNAi durch dsRNA/siRNA/microRNA) - Aufklärung bekannter biologischer Phänomene durch epigenetische Ursachen
		DNA- und Proteinchips - Typen von DNA- und Proteinarrays - Herstellung von DNA-Microarrays und Proteinarrays - technische Plattformen - Einsatzmöglichkeiten von DNA-Chips und Proteinarrays in der Diagnostik und Forschung - Differentielle Genexpressionsanalyse

Zellbiologische Techniken	15 Mi 18.11.2020 Y. Wefeld-Neuenfeld (8h)	Zellbiologische Techniken I - Einführung in die Zellkultur - Voraussetzungen für eine erfolgreiche Zellkultur (Laborausstattung, Sterilisation/Desinfektion, Materialien, steriles Arbeiten) - Zellkultur-Medien (Zusammensetzung und Zusätze) Zellbiologische Techniken II - Routinearbeiten in der Zellkultur (Subkultivierung, Kryo-konservierung, mögliche Kontaminationen)
		Zellbiologische Techniken III - Zellkulturmethoden zur Analyse der Zellen (Vitalität, Proliferation, Apoptose, Nekrose) Zellkulturmethoden zur genetischen Veränderungen der Zellen (Transfektion, Transduktion) - Exkurs in die Welt der Stammzellen (Grundlagen, Arbeiten mit iPSC, von einer Hautzelle zu einer Herzzelle)
Klinische Forschung	16 Do 19.11.2020 Dr. A. Aydin (8h)	Molekulare Ursachen von Krankheiten I - Neukombination von Erbkrankheiten - Karyogramm-Darstellung, G-Bandenfärbung und Chromosomenstruktur und FISH - Chromosomale Mutationen, Genmutationen - Zeichnen von Stammbäumen mit Symbolen - Monogene und Polygene Erberkrankungen Molekulare Ursachen von Erkrankungen II - Diagnostik von Erbkrankheiten - Vom Krankenbett zum Labortisch - Aufklärung eines Syndroms
	17 & 18 Fr. 20.11.2020 M. Petermann (8h)	Molekulare Ursachen von Tumorerkrankungen - Tumorgene (Onkogene, Tumorsuppressorgene, Reparaturgene) - Tumorprogressionsfaktoren (chem. Kanzerogene, Strahlung, Viren) - Epigenetische Mechanismen bei der Tumorentwicklung - Familiäre Tumorerkrankungen (Colon-Carcinom, Brustkrebs) - Therapie von Tumorerkrankungen - Immunologische Tumorabwehr
		Individualisierte Medizin / Pharmakogenetik - Grundbegriffe der Pharmakogenetik - Methoden zur high throughput DNA-Extraktion und zur Genotypisierung - Studiendesign pharmakogenetischer Untersuchungen - Klinische Beispiele der Auswirkungen genetischer Polymorphismen - Pharmakogenetik in der pharmazeutischen Industrie, der Bioethik und der Arzneimittelzulassung - Genetische Unterschiede in der Pharmakokinetik

Die Dozentinnen und Dozenten 2020

Dr. Atakan Aydin

Wissenschaftler am Max-Delbrück-Centrum für Molekulare Medizin (MDC), Abteilung Genetik und Pathophysiologie des Herz - Kreislaufsystems bei Prof. Dr. Friedrich C. Luft und seit 2002 regelmäßige Dozententätigkeit bei der GLA.

Studium der Biotechnologie an der Technischen Fachhochschule (TFH) Berlin, Ingenieur bei Prof. Dr. Herbert Schuster, Abteilung Molekulare Genetik der Franz-Volhard-Klinik Berlin Buch; Forschungsaufenthalt bei Applied Biosystems Foster City, CA USA zur Identifikation von Mutationen im LDL-Rezeptor und im ApoB Gen; Promotion (Dr. rer. medic.) an der Charité - Universitätsmedizin Berlin unter der Leitung von Prof. Dr. Detlev Ganten und Prof. Dr. Friedrich C. Luft zum Thema: Universelle Multifluoreszenzunterstützte PCR-SSCP für den Nachweis von genetischen Variationen.

Dr. Michael Becker

Seit 1999: Wissenschaftlicher Mitarbeiter der EPO-GmbH (Experimentelle Pharmakologie & Onkologie Berlin-Buch GmbH). Seit 2000 Mitarbeit im "Gläsernen Labor" auf dem Campus Buch - Dozent im Schülerlabor und bei der GLA. 1995: Start auf dem Campus Buch als Postdoc am MDC in der Abteilung Experimentelle Pharmakologie. 1991 – 1995: Doktorand am Institut für Klinische und Experimentelle Virologie der Freien Universität Berlin (Prof. K.-O. Habermehl). Promotion auf dem Gebiet der DNA-Sequenzierung, Sequenzanalyse und der molekularen Evolution humaner Immundefizienzviren (HIV) (Dr. Iduna Fichtner). 1986 - 1991 Humboldt-Universität zu Berlin: Studium der Biochemie und Molekularbiologie.

Dr. Jadranka Cubrilo

hat ihr Masterstudium in Serbien und den USA im Bereich der organischen Chemie abgeschlossen. Im Jahr 2007 schloss sie ihr Doktoratsstudium in Stuttgart und Regensburg auf dem Gebiet der Metalloorganischen Chemie und Elektrochemie ab. Nach ihrer Promotion arbeitete Dr. Cubrilo im Bereich der Bio-Hautpflegeindustrie in Asien. Seit 2012 ist sie Dozentin im Gläsernen Labor und leitet verschiedene Kurse für Kinder und Erwachsene.

Dr. Maren Kuhne

Seit 2015 Dozentin im Masterstudiengang Biotechnologie an der Beuth Hochschule für Technik Berlin; 2009-2015 Wissenschaftliche Mitarbeiterin an der Bundesanstalt für Materialforschung und -prüfung BAM Berlin im Fachbereich „Umweltanalytik“ zum Thema: „Herstellung monoklonaler Antikörper mittels durchflusszytometrischer Verfahren“ (PD Dr. R. Schneider); 2008-2009 Wissenschaftliche Mitarbeiterin im Labor für experimentelle Unfallchirurgie der Charité – Universitätsmedizin Berlin im Bereich des Tissue Engineerings (Prof. Dr. G. Schulze-Tanzil); 2002-2007 Promotion (Dr. rer. nat.) an der FU Berlin/Charité – Universitätsmedizin Berlin in der Abteilung für Rheumatologie unter Betreuung von Prof. Dr. J. Sieper und Prof. T. Blankenstein auf dem Gebiet der immunologisch-zellbiologischen Grundlagenforschung; 1997-2002 Studium der Biologie an der Freien Universität Berlin; Diplomarbeit am Deutschen Rheuma-Forschungszentrum (DRFZ) Berlin, Forschungsgruppe „B-Zell-Immunologie“ (PD Dr. C. Berek).

PD Dr. Ralph Menzel

Wissenschaftler am Institut für Biologie der Humboldt-Universität zu Berlin, AG Ökologie bei Prof. Dr. Liliane Rueß; seit 2003 regelmäßige Dozententätigkeit am Gläsernen Labor bzw. bei der GLA. Diplomstudium der Biologie an der EMAU Greifswald, Promotion bei Dr. Wolf-Hagen Schunck am Max-Delbrück-Centrum für Molekulare Medizin (MDC), Forschungsaufenthalte an der Tokyo University (Japan) sowie am King's College London (Großbritannien), weitere Postdoczeiten an der FU Berlin sowie am IGB Berlin. Habilitation/PD an der HU zu Berlin.

Als erfahrener Experte auf den Gebieten der Molekularbiologie, Ökologie, Physiologie, Toxikologie und Bioinformatik mit der Hefe *Saccharomyces cerevisiae* und später dem Nematoden *Caenorhabditis elegans* als Modellorganismen war und sind meine Forschungen auf xenobiotische und naturstoffinduzierte Genexpression, die Signaltransduktionsnetzwerke und Effektoren der Langlebigkeit, sowie auf die Synthese von mehrfach ungesättigten langkettigen Fettsäuren einschließlich abgeleiteter Signalmoleküle, den Eicosanoiden fokussiert. Detailliertere Infos sind unter <https://ralph-menzel.jimdo.com> zu finden.

Markus Petermann

Seit 2014 am MDC Berlin in der AG Bader, Molekularbiologie von Hormonen im Herz-Kreislaufsystem und am BIH (Berlin Institut of Health- Charité Berlin). Dissertation: "Identifying the mechanisms of antidepressant drug action in mice lacking brain serotonin"; seit 2015 Dozent im Gläsernen Labor, u.a. mit Planung und Betreuung wissenschaftlicher Experimente für Schulklassen 7-13. und Student*innen sowie mit Wissenschaftskommunikation für die Öffentlichkeit.

Von 2008 – 2014 Bachelorstudium der Biologie an der Friedrich Alexander Universität Erlangen und Masterstudium Zell- und Molekularbiologie mit Aufenthalt am Biomedicinska Centrum der Universität Uppsala, Schweden. Spezialisierung in Virologie, Mikrobiologie, Tierphysiologie, Biochemie und Biotechnologie.

Zusätzlich am MDC und an der Charité Durchführung von wissenschaftlichen Seminaren zur Einführung in den Laboralltag und Laufbahn an außeruniversitären Instituten z.B. in den Programmen „Labor trifft Lehrer“ und „Wissenschaft an Schulen“.

Dr. Michael Strehle

Wissenschaftlicher Manager im Programmbereich Neurowissenschaften am MDC. Studium der Biologie in Ulm und Konstanz. Promotion am Max-Delbrück-Centrum in Entwicklungsbiologie/Mausgenetik.

Yvette Welfeld-Neuenfeld

Dipl.Ing. Biotechnologie. Seit 10/2017: Fachkraft für Arbeitssicherheit in der Abteilung Arbeits- und biologische Sicherheit am MDC. 01/2000 – 12/2014: Technische Assistentin MDC, Arbeitsgruppe Prof. Dr. Friedrich Luft (versch. Zellkulturtechniken, Genetik). 2012 Arbeitsaufenthalt am BRCT Berlin, Arbeitsgruppe Dr. Harald Stachelscheid (Zellkultur Embryonale Stammzellen). 09/1993 – 12/1999: Technische Assistentin Franz Volhard Klinik, Arbeitsgruppe Prof. Dr. Hermann Haller (Zellkultur, Molekularbiologische / Proteinchemische Methoden).

Dr. Henrik Zauber

Wissenschaftlicher Mitarbeiter am Max-Delbrück-Centrum für Molekulare Medizin (MDC), AG "Proteome Dynamics" bei Prof. Dr. Matthias Selbach. Studium der Biologie an der Universität Potsdam. Promotion über Protein-Sterol-Interaktionen in *A. thaliana* am Max-Planck-Institut für molekulare Pflanzenphysiologie in Golm, AG „Signaltransduktion und Proteomik“ bei Prof. Dr. Waltraud Schulze.

Stand: 16.04.2020

Änderungen vorbehalten

Dr. Uwe Lohmeier, GLA Management