

FACHKRAFT FÜR MOLEKULARBIOLOGIE (TÜV)

07.- 18.11.2022, jeweils 09:00 -13:00 und 14:00 – 18:00 Uhr, exkl. Sonntag, 13.11.2022: 11-tägiges Intensiv-Seminar vermittelt Grundlagenwissen zu den wichtigsten Labormethoden der modernen Molekularbiologie und vermittelt Einblicke in die klinische Forschung.

	Tag	Curriculum
Molekularbiologische Methoden / Sequenzierung	1 & 2 Mo. 07.11.2022 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. 08.11.2022 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, 09.11.2022 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

	<p style="text-align: center;">7 Do, 10.11.2022 Dr. M. Strehle (8h)</p>	<p>CRISPR/Cas9 - Genome Engineering I</p> <ul style="list-style-type: none"> - Methoden des Gene Targeting / Silencing - Zinkfinger-Nukleasen und TALEN - CRISPR/Cas9: Grundlagen und aktuelle Entwicklungen, Anwendungen (Modifikation / Deletion von Genen, genomweite funktionelle Screens, Expressionskontrolle)
	<p style="text-align: center;">8 & 9 Fr, 11.11.2022 Dr. C. Scheidler (8h)</p>	<p>CRISPR/Cas9 - Genome Engineering II</p> <ul style="list-style-type: none"> - Design eines einfachen Gendelektionsexperiments - Erarbeiten einer CRISPR/Cas Strategie für eine selbstgewählte Fragestellung - Therapeutische Anwendung von CRISPR/Cas9 - Rechtliche und ethische Fragen
Proteinanalytische Methoden		<p>Grundlagen der Proteinanalyse</p> <ul style="list-style-type: none"> - Molekularbiologische Grundlagen: Aufbau / Funktion von Proteinen - Aufreinigung von Proteinen (Zellaufschluss, Fällung) - Quantifizierung von Proteinen (chemische und spektroskopische Methoden) - Spezielle Analytik (Kinetik, Enzyme/ Rezeptoren)
		<p>Immunologische und immunchemische Methoden</p> <ul style="list-style-type: none"> - Antikörper (Grundlagen, Herstellung, Therapie) - Immunologische Methoden (Western Blot, ELISA, Immunpräzipitation, FACS, etc.)
	<p style="text-align: center;">10 Sa, 12.11.2022 Dr. H. Zauber (8h)</p>	<p>Methoden der Proteinanalyse</p> <ul style="list-style-type: none"> - Einführung in Methoden der Hochdurchsatz Proteinanalyse (2D-Gele, Yeast-2-Hybrid, Massenspektrometrie) - Massenspektrometrie-basierte 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	<p style="text-align: center;">11 & 12 Mo 14.11.2022 Dr. R. Menzel (8h)</p>	<p>Biologische Datenbanken, Praktische Übungen im Internet</p> <ul style="list-style-type: none"> - 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>
		<p>DNA Sequenzvergleiche</p> <ul style="list-style-type: none"> - 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	<p style="text-align: center;">13 Di, 15.11.2022 Dr. R. Menzel (4h)</p>	<p>Genregulation mittels Epigenetik</p> <ul style="list-style-type: none"> - 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

	14 Di, 15.11.2022 Dr. M. Becker (4h)	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, 16.11.2022 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, 17.11.2022 Dr. D. Kobelt (4h)	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
	17 Do, 17.11.2022 A. Sirbu (4h)	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
	18 Fr, 18.11.2022 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

Die Dozentinnen und Dozenten 2022

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

studierte Biochemie und Molekularbiologie an der Humboldt-Universität zu Berlin. Nach seiner Promotion zur Sequenzanalyse und molekularen Evolution humaner Immundefizienzviren startete er 1997 als wissenschaftlicher Mitarbeiter in der Arbeitsgruppe "Experimentelle Pharmakologie" im Max-Delbrück-Centrum für Molekulare Medizin. Die Schwerpunkte seiner Arbeit liegen bis heute in der molekularen Diagnostik, der DNA-Sequenzierung und der bioinformatischen Untersuchung genomischer Daten. Er arbeitet heute auf dem Campus Berlin-Buch in der EPO-GmbH - einem Krebsforschungsunternehmen - und beschäftigt sich mit der molekularen Charakterisierung präklinischer Tumormodelle zum Aufspüren von Biomarkern für die personalisierte Krebstherapie. Daneben engagiert er sich seit vielen Jahren als Dozent im Schülerlabor und in der Akademie des Gläsernen Labors.

Dr. Dennis Kobelt

Seit 04/2021 wissenschaftlicher Mitarbeiter der EPO-GmbH (Experimentelle Pharmakologie & Onkologie Berlin-Buch GmbH). 2012-2021 PostDoc MDC AG Translationale Onkologie Solider Tumore (AG Stein) Projekte: Erstellung transgener Mauslinien, Drug Development, Biomarker Entwicklung, Kombinationstherapien, Translation. 2007-2012 Doktorand Charité AG Experimentelle und Klinische Genterapie (AG Walther) Projekt: Klinische Studie und experimentelle Untersuchungen zur nicht-viralen Genterapie solider Tumoren. 2006-2007 Diplomand Charité AG chirurgische Onkologie (AG Schlag) Projekt: Untersuchungen zu Hyperthermie-induzierbarer Vektoren für die Suizid-Genterapie. 2002-2004 freier Mitarbeiter Custos Biotechnologie GmbH (Dr. K. Brand) Projekt: Genterapie zur Prävention der Lebermetastasierung. 2000-2007 Studium Diplom-Biologie (Genetik, Mikrobiologie, Virologie). Lehrtätigkeiten: Seit 2017 Seminare und Vorlesungen im Masterprogramm „Molecular Medicine“ an der Charité, seit 2018 Seminare an der medizinischen Fakultät der Charité.

PD Dr. Ralph Menzel

Wissenschaftler am Institut für Biologie der Humboldt-Universität zu Berlin, AG Ökologie bei Prof. Dr. Liliane Ruelß; 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://ralphmenzel.jimdo.com> zu finden.

Dr. Christopher Scheidler

Seit 04/2021 Wissenschaftler bei ChromoTek GmbH (Proteinexpression, Reinigung und Qualitätsmanagement). 2016 bis 2020 Promotion an der TU München (Einbau unnatürlicher Aminosäuren in *Bacillus subtilis*), anschließend PostDoc an der LMU München (Forschung SARS-COV-2 RNA Polymerase Komplex). Zusätzlich seit 2019 ehrenamtlicher Dozent in der Erwachsenenbildung beim Bildungswerk der Bayerischen Wirtschaft (Nachqualifizierung ungelerner Arbeitnehmer in der chemischen Industrie).

Alexei Sirbu

Doktorand am Max Delbrück Center für Molekulare Medizin (MDC), Abteilung Signalprozesse von Rezeptoren bei Dr. Paolo Annibale und Prof. Dr. Martin Lohse, mit Schwerpunkt auf Fluoreszenzmikroskopie. Studium der Pharmazie an der Philipps-Universität Marburg mit Arbeitspraktikum im Klinikum Fulda bei Prof. Dr. Roland Radziwill.

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: 08.09.2022

Änderungen vorbehalten,

Dr. Uwe Lohmeier, GLA Management