

# Modulhandbuch

Master of Science Studiengang

Molekulare Biomedizin

Stand: February 2023

# Inhaltsverzeichnis

Allgemeine Information .....	1
Regeln der Platzvergabe bei Master-Modul I bis III.....	2
Tabelle 1: Wahlpflichtmodule der 4 Schwerpunktbereiche mit Modulplätzen und Zeitslots .....	3
1100 Molekulare Biomedizin (Pflichtmodul).....	4
M1510 Signaltransduktion der Zelle: Molekulare Mechanismen der Stressantwort (Apoptose, Autophagie, Seneszenz).....	6
M1520 Molekulare Onkologie I .....	9
M1530 Zellbiologie, Regeneration und Pathomechanismen des Nervensystems .....	12
M1540 Umweltinduzierte Signalprozesse in Säugerzellen und <i>Caenorhabditis elegans</i> .....	15
M1560 Von der DNA zur Formenvielfalt .....	17
M1570 Rezeptoren als Zielmoleküle in der Biomedizin.....	19
M1580 Molekulare Onkologie II .....	21
M2520 Molekulare Virologie und Strukturbiologie .....	24
M2530 Molekulare Medizinische Immunologie.....	27
M2540 Immunologie & Wirt-Pathogen Interaktion .....	29
M2570 Stammzellbiologie und Geweberegeneration.....	31
M2580 Immunologische Prinzipien der Virusinfektion.....	34
M3510 Molekulare Biomedizin der inneren Organe .....	36
M3520 Kardiovaskuläre Biologie .....	38
M3530 Insulinresistenz und Diabetes mellitus .....	41
M3540 Evolution und Biochemie der Organellen .....	44
M3560 Molekulare Pharmakologie und Biotechnologie .....	46
M4520 Konformation, Fehlfaltung und Aggregation von biologischen Makromolekülen: Von Alzheimer bis Parkinson.....	49
M4530 Strukturbiologie: Faltung, Fehlfaltung und Aggregation in Hochoauflösung .....	51
M4540 Molekulare Diagnostik.....	53
M4560 Genomanalyse in biomedizinischer Forschung.....	55
7000 Zusatzqualifikationen .....	57
5500 Projektpraktikum Master .....	58

5600 Pilotarbeit .....	59
6000 Masterarbeit .....	60

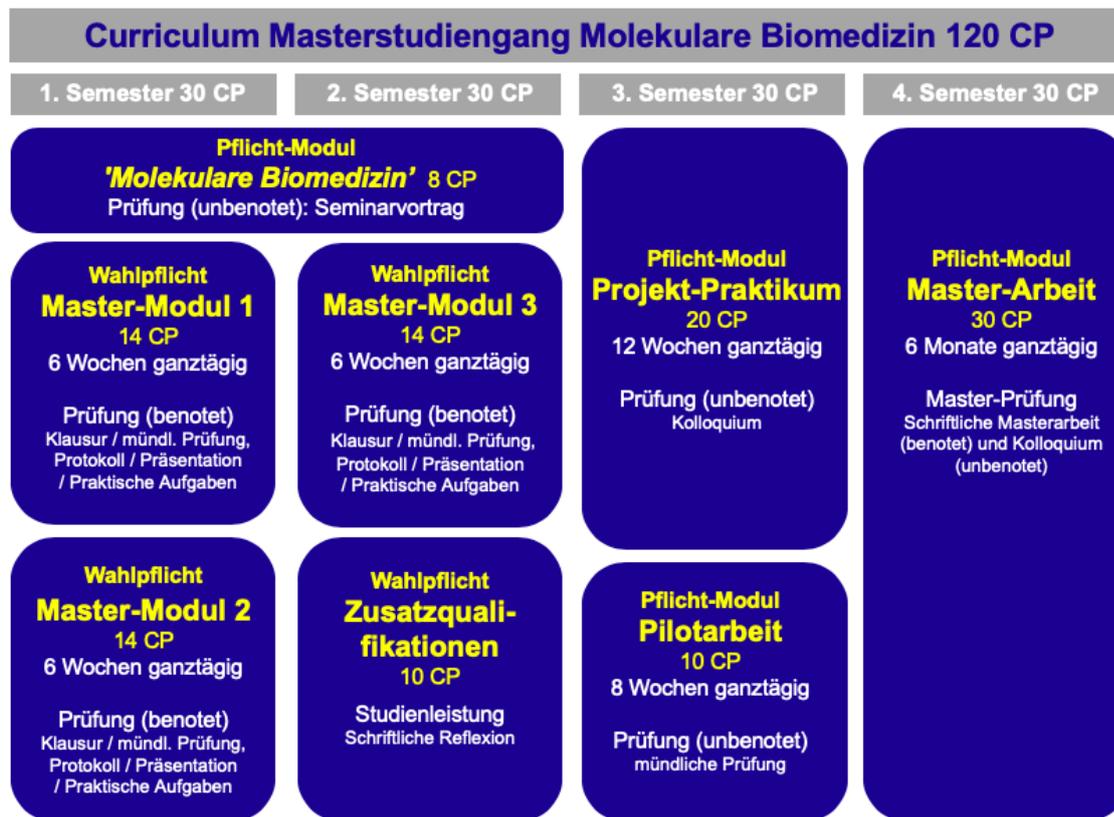


Abb. 1: Schematischer Studienverlaufsplan Masterstudiengang Molekulare Biomedizin

**Pflicht-Modul „Molekulare Biomedizin“:** Seminar; Dauer: 2 Semester

**Master-Modul 1 - 3 (Wahlpflicht):** Es müssen 3 Master-Module innerhalb der ersten 2 Semester absolviert werden. 2 Master-Module müssen verschiedenen Schwerpunkten angehören. Die Modulplatzvergabe findet zentral vor Beginn des Studiums statt.

**Zusatzqualifikationen (Pflicht):** alle frei wählbaren Lehrveranstaltungen (z.B. Ringvorlesungen, Kurse der Studierendenakademie, Tierversuchskundlicher Kurs, Laborrotation, etc.)

**Projektpraktikum:** Praktikum (12 Wochen, ganztägig); auch als Auslandsaufenthalt möglich

**Pilotarbeit:** Praktikum (8 Wochen, ganztägig); Vorlauf für die Masterarbeit; mit Projektskizze

**Master-Arbeit:** Anfertigung einer experimentellen Arbeit; Dauer: 6 Monate

### Allgemeine Information

Der Master-Studiengang Molekulare Biomedizin ist ein forschungsorientierter, interdisziplinärer und interfakultärer Studiengang der Medizinischen Fakultät und der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät. Weitere beteiligte Organisation sind das Deutsche Diabeteszentrum (DDZ), das Leibniz Institut für Umweltmedizinische Forschung (IUF) sowie das Forschungszentrum Jülich (FZ Jülich).

Vorlesungen und Prüfungen erfolgen auf Deutsch, einige Lehrveranstaltungen werden auch auf Englisch angeboten. Fachspezifische Publikationen sind in der Regel nur auf Englisch verfügbar. Englischkenntnisse, die im Rahmen der Schulausbildung auf einer weiterführenden Schule erworben wurden, werden deshalb vorausgesetzt.

Zu Beginn des 1. Semesters steht das Pflicht-Modul "Molekulare Biomedizin". Dieses Pflicht-Modul geht über 2 Semester und schafft eine einheitliche Basis für Absolventinnen und Absolventen aus verschiedenen Bachelorstudiengängen. Im weiteren Studienverlauf folgen 3 wahlpflichtige Master-Module.

Die Master-Module sind die 4 verschiedenen Schwerpunkten zugeordnet:

- Schwerpunkt A: Zell- & Organbiologie (Onkologie, Neurobiologie, Genetik, Umwelt- & Altersforschung)
- Schwerpunkt B: Immunologie, Infektiologie, Inflammation & Stammzellbiologie
- Schwerpunkt C: Metabolismus, Stoffwechsel- & Herz-Kreislaufkrankungen
- Schwerpunkt D: Bioinformatik, Struktur & Diagnostik

Um eine gewisse Breite in der Ausbildung zu gewährleisten, müssen mindestens 2 Master-Module aus verschiedenen Schwerpunkten belegt werden (eine Übersicht der jeweiligen Wahlpflichtmodule der einzelnen Schwerpunktbereiche ist in Tabelle 1 dargestellt).

### **Regeln der Platzvergabe bei Master-Modul I bis III**

Modulplätze werden zentral vom Koordinator bzw. der Koordinatorin des Studiengangs vergeben. Vor Beginn des 1. Semesters werden 3 Master-Module über ein Wahlpflichtformular unter Angabe von Erst-, Zweit- und Drittwunsch gewählt. Bei Überbelegung eines Master-Moduls entscheidet das Los. Aufgrund der begrenzten Verfügbarkeit von Modulplätzen pro Studienjahr müssen 3 Master-Module innerhalb des ersten Studienjahres absolviert werden. Aus Rücksicht auf die Studienanfänger/innen des nachfolgenden Studienjahres erfolgt andernfalls die Vergabe von Modulplätzen nachrangig.

Das Pflichtmodul "Zusatzqualifikationen" bildet den Abschluss des 2. Semesters. Studierende erwerben je nach Bedarf zusätzliche Qualifikationen in frei wählbaren Lehrveranstaltungen der HHU Düsseldorf. Hierzu zählen u.a. Kurse und Workshops der Studierendenakademie sowie der Zentralen Einrichtung für Tierforschung und wissenschaftliche Tierschutzaufgaben (ZETT). Optional können Zusatzqualifikationen mit einer 4 Wochen dauernden Laborrotation kombiniert werden.

Im 3. Semester absolvieren Studierende ein 12 Wochen dauerndes Projektpraktikum und anschließend eine 8 Wochen dauernde Pilotarbeit. Im Projektpraktikum werden Studierende an einer der Arbeitsgruppen des Masterstudiengangs Molekulare Biomedizin mit einem Forschungsprojekt betraut, das sie unter direkter Betreuung bearbeiten.

Ein Auslandsaufenthalt bei einem kooperierenden Forschungsinstitut oder in einem Forschungsinstitut eigener Wahl bietet sich in dieser Phase des Studiums in idealer Weise an.

Das Pilotprojekt ist ebenfalls ein Praktikum und dient als Vorlauf für die Master-Arbeit. Zum Ende des Pilotprojektes entwerfen Studierende ein Konzept für ihre Masterarbeit und entwerfen hierzu eine Projektskizze.

Im 4. Semester erfolgt die Anfertigung einer experimentellen Masterarbeit (6 Monate) auf dem Gebiet der Molekularen Biomedizin.

**Tabelle 1: Wahlpflichtmodule der 4 Schwerpunktbereiche mit Modulplätzen und Zeitslots**

Modul	Dozenten	Plätze	Zeitslots*		
			WS		SS
			I	II	III
<b>(A) Zell- &amp; Organbiologie (Onkologie, Neurobiologie, Genetik, Umwelt- &amp; Altersforschung)</b>					
M1510 Signaltransduktion der Zelle: Molek. Mechanismen der Stressantwort (Apoptose, Autophagie, Senexenz)	Wesselborg	10		10	
M1520 Molekulare Onkologie I	Mahotka	12	12		
M1530 Zellbiologie, Regeneration & Pathomechanismen des Nervensystems	Küry	0		0	
M1540 Umweltinduzierte Signalprozesse	Haendeler	3			3
M1560 Von der DNA zur Formenvielfalt	Beye	3	3		
M1570 Rezeptoren als Zielmoleküle in Biomedizin	Prömel	8		8	
M1580 Molekulare Onkologie II	Mahotka	12			12
<b>(B) Immunologie, Infektiologie, Inflammation &amp; Stammzellbiologie</b>					
M2520 Molekulare Virologie und Strukturbioogie	Schaal	4	2		2
M2530 Molekulare Medizinische Immunologie	Uhrberg	8			8
M2540 Immunologie & Wirt-Pathogen Interaktion	Esser	4			4
M2570 Stammzellbiologie & Geweberegeneration	Adjaye	16		8	8
M2580 Immunologische Prinzipien der Virusinfektion	Lang	8			8
<b>(C) Metabolismus, Stoffwechsel- &amp; Herz-Kreislaufkrankungen</b>					
M3510 Molekulare Biomedizin der inneren Organe	Lammert	20	20		
M3520 Kardiovaskuläre Biologie	Elvers	8			8
M3530 Insulinresistenz und Diabetes mellitus	Al-Hasani	6		6	
M3540 Evolution und Biochemie der Organellen	Martin	3		3	
M3560 Molekulare Pharmakologie & Biotechnologie	Cortese-Krott	6		6	
<b>(D) Bioinformatik, Struktur &amp; Diagnostik</b>					
M4560 Genomanalyse in biomedizinischer Forschung	Martin	20	20		
M4520 Konformation, Fehlfaltung & Aggregation biol. Makromoleküle: von Alzheimer bis Parkinson	Willbold	8		8	
M4530 Strukturbioogie:Faltung, Fehlfaltung & Aggregation in Hochauflösung	Willbold	8			8
M4540 Molekulare Diagnostik	Mahotka	6		6	
Summe		173	57	55	61

\***Zeitslots:** aus jedem Zeitslot sollte möglichst 1 Modul belegt werden; WS: Wintersemester; SS: Sommersemester

I	1. Semesterhälfte im WS
II	2. Semesterhälfte u. Semesterferien im WS
III	1. u 2. Semesterhälfte im SS

<b>1100 Molekulare Biomedizin (Pflichtmodul)</b>				
Molecular Biomedicine (compulsory)				
<b>Modulverantwortliche/r</b> Prof. Sebastian Wesselborg (sebastian.wesselborg@uni-duesseldorf.de) und Prof. Dr. Philipp Lang (langp@uni-duesseldorf.de)				
<b>Dozentinnen/Dozenten</b> Prof. Sebastian Wesselborg, Prof. Heiner Fangerau, Prof. Björn Stork, PD Dr. Csaba Mahotka, Prof. (apl.) Joachim Altschmied, Prof. J. Haendeler, Prof. Martin Beye, Prof. Philipp Lang, Dr. Haifeng Xu, Dr. Aleksandra Pandyra, Dr. Gabriel Leprivier, Dr. Carsten Münk, Dr. Sören Twarock, Prof. Kai Stühler, Prof. Heiner Schaal, Prof. Markus Uhrberg, Prof. (apl.) Charlotte Esser, Prof. Gesine Kögler, Prof. Martin Beye, Prof. Eckhard Lammert, Prof. Margitta Elvers, Prof. Maria Grandoch, Prof. Hadi Al-Hasani, Prof. William F. Martin, Prof. Dieter Willbold, Prof. Simone Prömel, Dr. Christian Dumpitak				
<b>Modulorganisation</b> Prof. Dr. Philipp Lang (langp@uni-duesseldorf.de)				
<b>Arbeitsaufwand</b> 240 h	<b>Leistungspunkte</b> 8 CP	<b>Kontaktzeit</b> 52 h	<b>Selbststudium</b> 118	<b>Dauer</b> 2 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b> Vorlesung/Seminar: 2 SWS		<b>Häufigkeit des Angebots</b> Wintersemester		<b>Gruppengröße</b> 40 Studierende
<b>Lernergebnisse/Kompetenzen</b> Die Studierenden sind nach Besuch des Moduls in der Lage, die Grundlagen der molekularen Medizin und deren aktuelle Forschungsgebiete zu benennen. Sie können die Grundlagen der guten wissenschaftlichen Praxis, die Forschungsdatenrichtlinie der HHU und ethische Grundlagen zur Forschung am Menschen beschreiben. Sie können Literatur recherchieren und eine Methode der biomedizinischen Forschung oder eine Veröffentlichung zu aktuellen Forschungsgebieten in angemessener Form in englischer Sprache präsentieren. Sie können ihr Wissen in ausgewählten Themen der molekularen Medizin, Statistik und weiteren Themen in Eigenstudium durch E-Learning selbständig vertiefen und vergrößern.				
<b>Lehrformen</b> Vorlesung, Seminar, E-Learning mit Selfassessmenttests in ILIAS				
<b>Inhalte</b> In der Vorlesung werden Grundlagen und vertiefte Kenntnisse in Zell- & Organbiologie (Onkologie, Neurobiologie, Genetik, Umwelt & Altersforschung), Infektiologie, Immunologie, Schädigung & Regeneration, Metabolismus, Stoffwechsel- & Herzkreislauferkrankungen, Bioinformatik, Struktur & Diagnostik vermittelt. Die Vorlesung behandelt auch Forschungsethik mit Focus auf Forschung am Menschen. Des Weiteren wird gute wissenschaftliche Praxis und die Forschungsdatenrichtlinie der HHU gelehrt. Im Anschluss an die Vorlesung referieren Studierende ausgewählte biomedizinische Methoden. Die Präsentationen erfolgen auf Englisch. Die Studierenden vertiefen und erweitern ihr Wissen durch Selbststudium ausgewählter Themen aus den Bereichen der molekularen Medizin, Statistik sowie weiterer Themen durch E-Learning-Angebote. Sie überprüfen ihren Wissenszuwachs durch obligatorische Self-Assessment Tests in ILIAS.				
<b>Teilnahmevoraussetzungen</b> <b>Formal:</b> Zulassung zum Masterstudiengang Molekulare Biomedizin; Englischkenntnisse <b>Inhaltlich:</b> Grundkenntnisse in Aufbau und Funktion eukaryotischer Zellen; Allgemeine Kenntnisse der Zellbiologie				
<b>Prüfungsform</b> Präsentation, unbenotet; Dauer: 15 Minuten				
<b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b>				

(1) Präsentation einer Methode oder Publikation im Seminar (2) Regelmäßige Teilnahme am Seminar (3) Absolvieren von Self-Assessment Tests für E-Learning in ILIAS; Dauer: insgesamt 26 Stunden (5 Minuten/Frage, ca. 310 Fragen)
<b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b>
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b> Keine
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Das Modul ist unbenotet.
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch
<b>Sonstige Informationen</b> Pflichtmodul; Das Modul geht über 2 Semester; Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht. Es gilt eine Bearbeitungsfrist für Self-Assessment Tests in ILIAS: 15. November 2023 (Statistik, Excel) bzw. 15. Juli 2024 (Molekulare Medizin sowie weitere Themen)

**M1510** Signaltransduktion der Zelle:**Molekulare Mechanismen der Stressantwort (Apoptose, Autophagie, Seneszenz)**

Cellular signal transduction:

Molecular mechanisms of stress response (apoptosis, autophagy, senescence)

**Modulverantwortliche/r**

Prof. Sebastian Wesselborg (sebastian.wesselborg@uni-duesseldorf.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Dr. Sebastian Wesselborg, Prof. Dr. Björn Stork, Dr. Dennis Sohn, Prof. Dr. Andreas Reichert, Prof. Dr. Christoph Suschek, PD Dr. Carsten Berndt, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

**Modulorganisation**

Prof. Dr. Björn Stork (bjoern.stork@uni-duesseldorf.de)

Arbeitsaufwand	Leistungspunkte	Kontaktzeit	Selbststudium	Dauer
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18,0 SWS		Wintersemester		10 Studierende
Vorlesung: 1,5 SWS				
Seminar: 0,5 SWS				

**Lernergebnisse/Kompetenzen**

In dieser Lehrveranstaltungsreihe bekommen die Studierenden in der Vorlesung einen umfassenden Überblick über die verschiedenen Signaltransduktionsvorgänge in der Zelle sowie über die medizinische Relevanz dieser Prozesse vermittelt. Die Schwerpunkte im Praktikum liegen in der Signaltransduktion der Apoptose, Autophagie, Ferroptose, Seneszenz, mitochondrialen Qualitätskontrolle, NF- $\kappa$ B- und NFAT-Signaling und Stickstoffmonoxid (NO)/Redox Signaling. Die Studierenden werden die dazugehörigen Analysemethoden anwenden und die entsprechenden Ergebnisse interpretieren können.

**Lehrformen**

Vorlesung, Literaturseminar, Praktikum, Präsentationen

**Inhalte***Vorlesung:*

Übersicht über die Mechanismen der zellulären Signaltransduktion:

Apoptose; Clearance apoptotischer Zellen; Autophagie; Zellzyklus und Proliferation; Zellalterung (Seneszenz) und die Rolle von p53 und p21; TNF-Rezeptor- und NF- $\kappa$ B-Signaling; Wirkungsweise der Immunsuppressiva und FK506, NFAT- und Calcineurin-Signaling; Stickstoffmonoxid (NO) Signaling, mitochondriale Qualitätskontrolle, Mitophagie, zelluläre Respiration (oxidative Phosphorylierung), Eisen und Ferroptose, oxidative Beschädigungen, Thiol-Redox Signaling

*Literaturseminar:*

Im Literaturseminar soll das Verständnis der methodischen Vorgehensweise zur Gewinnung von wissenschaftlichen Erkenntnissen vermittelt werden. Die Studierenden lernen hierbei, sich in die jeweilige Fachliteratur einzuarbeiten, die zum Verständnis einer zu präsentierenden Publikation notwendig ist. Die benötigte Literatur wird hierbei von den Dozierenden zur Verfügung gestellt.

*Praktikum:*Inhalt:

- Durchflusszytometrischer Nachweis der DNA-Degradation während der Apoptose (FACS)
- Caspase- und PARP-Spaltung während der Apoptose (Westernblot)
- Detektion der LC3-Lipidierung zum Nachweis der Autophagie (Westernblot)
- LC3-Immunfluoreszenz zum Nachweis der Autophagie (Fluoreszenzmikroskopie)
- Durchflusszytometrischer Nachweis der mCitrine-LC3 Degradation während der Autophagie (FACS)
- $\beta$ -Galactosidase-Färbung zum Nachweis der Seneszenz (Mikroskopie)
- Quantifikation eines Zellzyklusarrestes durch Anfärbung des nukleären DNA-Gehaltes (FACS)
- Nachweis einer DNA-Schädigungsantwort durch p53/p21-Analyse im Westernblot
- NF- $\kappa$ B-Aktivierung (Reporterassay)
- NFAT-Aktivierung (Reporterassay)
- Bestimmung von Mitophagie mittels Fluoreszenzmikroskopie
- Bestrahlung von Zellen mit UVA
- Bestimmung des Schutzes vor UVA-induzierter Apoptose durch den Arginin/iNOS-Stoffwechsel
- Aktivierung der iNOS durch pro-inflammatorische Zytokine
- Quantifizierung der iNOS-Expression und Korrelation zur UVA-induzierten Apoptose
- Quantitativer Nachweis der Erhöhung der systemischen NO-Derivat-Konzentration durch Aufnahme Nitrit/Nitrat-haltiger Lebensmittel
- Nachweis des Redoxstatus von Proteinen und bestimmter oxidativer Thiolmodifikationen (Western Blot, Redox shift)
- Nachweis oxidativer Beschädigungen von DNA und Lipiden (FACS, Dot blots, Fluoreszenzmikroskopie)

#### Techniken:

- Kultivierung eukaryotischer Zellen (steriles Arbeiten), Zellzahlbestimmung, Zellstimulation und Zell-Lyse
- Durchflusszytometrie (LSR Fortessa von BD)
- Quantitative Proteinbestimmung, SDS-PAGE, Westernblot
- Fluorimetrische / Colorimetrische Assays
- Mikroskopie
- Transfektion, Reporterassays
- Proteinkristallisation
- Chemolumineszenzdetektion (CLD) von Stickstoffmonoxid und seiner Derivate
- Fluoreszenzbasierter Nachweis reaktiver Sauerstoff- und Stickoxidspezies
- Immunzyto- und immunhistochemische Arbeitsmethoden
- Kultivierung von Hefe Zellen
- Fluoreszenz-basierte Techniken
- ATPase Assays

#### **Teilnahmevoraussetzungen**

**Formal:** Zulassung zum Masterstudiengang Molekulare Biomedizin

**Inhaltlich:** Grundkenntnisse in Aufbau und Funktion eukaryotischer Zellen; Allgemeine Kenntnisse der Zellbiologie; Grundzüge und Mechanismen der Signaltransduktion

#### **Prüfungsform**

(1) Kompetenzbereich Wissen (80% der Note): Schriftl. Prüfung über die Inhalte der Vorlesung

<p>und des Praktikums; Dauer: 60 Minuten (2) Kompetenzbereich Dokumentation (20% der Note): Darstellung der Praktikums-Versuche in einer Präsentation; Dauer: 15 Minuten und 5 Minuten wiss. Diskussion</p>
<p><b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b> (1) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum (2) Halten von zwei Präsentationen (Literaturseminar, Praktikums-Versuche) (3) Bestehen der Abschlussklausur bestehend aus Inhalten der Vorlesung und des Praktikums sowie Bestehen der benoteten Präsentation zu den Praktikums-Versuchen</p>
<p><b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b> A) Zell- &amp; Organbiologie</p>
<p><b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b> Keine</p>
<p><b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.</p>
<p><b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch</p>
<p><b>Sonstige Informationen</b> Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.</p>

**M1520 Molekulare Onkologie I**

Molecular oncology I

**Modulverantwortliche/r**

PD Dr. Csaba Mahotka (mahotka@med.uni-duesseldorf.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Jürgen Scheller, Dr. Roland Piekorz, Dr. Michèle Hoffmann, Prof. Hans Neubauer, PD Dr. Csaba Mahotka, Prof. Dr. med. Dagmar Wiczorek, Prof. Dr. med. Nikolas H. Stoecklein, Prof. Dr. D. Nettersheim, Dr. D. Floss, PD Dr. KL Schäfer, Dr. B. Behrens, Dr. B. Hildebrandt, Prof. Dr. H. Rieder, Dr. Dietzel-Dahmen, Dr. D. Niederacher, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

**Modulorganisation**

PD Dr. Csaba Mahotka (mahotka@med.uni-duesseldorf.de)

<b>Arbeitsaufwand</b>	<b>Leistungspunkte</b>	<b>Kontaktzeit</b>	<b>Selbststudium</b>	<b>Dauer</b>
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b> Praktikum: 18 SWS Vorlesung : 2 SWS		<b>Häufigkeit des Angebots</b> Wintersemester	<b>Gruppengröße</b> 12 Studierende	

**Lernergebnisse/Kompetenzen**

Die Studierenden können wesentliche Kriterien bei der Klassifizierung menschlicher Tumoren benennen. Sie können charakteristische Eigenschaften von Tumoren und Tumorzellen beschreiben.

Sie können exemplarisch Mechanismen bei der chemischen, physikalischen und biologischen Karzinogenese beschreiben und Schutzmechanismen, besonders DNA-Reparatursysteme, gegenüberstellen.

Sie können die Vererbungsmodi hereditärer Tumorsyndrome erklären und die prinzipiellen genetischen und epigenetischen Mutationsarten einschließlich chromosomaler Aberrationen angeben.

Sie können wichtige Onkogene und Tumorsuppressorgene aufzählen und exemplarisch deren Wirkung und Interaktion erklären. Sie können die Produkte dieser Gene Signaltransduktionswegen und zellulären Regulationssystemen zuordnen.

Sie können die einzelnen Schritte bei der Ausbreitung maligner Tumoren aufzählen, wichtige Moleküle und Faktoren bei der Stroma-Tumorzellinteraktion, der Invasion und der Metastasierung angeben und ihre Funktion bei diesen Prozessen interpretieren.

Die Studierenden können geeignete Methoden zur Analyse der typischen Eigenschaften von Tumorzellen angeben. Sie können wichtige Methoden durchführen und auswerten.

Die Studierenden können geeignete Methoden zur Analyse der typischen genetischen und epigenetischen Veränderungen von Tumorzellen angeben. Sie können Nukleinsäuren und Proteine aus Tumorgewebe und Tumorzelllinien extrahieren und deren Qualität und Eignung für weitere Analysen einschätzen. Sie können wichtige Methoden (z.B. PCR, RT-PCR, MS-PCR, Mutationsdetektion, Western-Blot) durchführen und auswerten. Sie können Anwendungsbereiche und Eignung der Methoden für die Analyse von Tumoren allgemein einschätzen.

Die Studierenden können Ziel, Durchführung und Ergebnisse der durchgeführten Experimente klar und in wissenschaftlich adäquater Sprache und Form beschreiben und die Interpretation der Ergebnisse darstellen.

Die Studierenden verwenden die gelernten grundlegenden Begriffe der klinischen und molekularen Onkologie und der molekular- und zellbiologischen Analytik sicher und passend in der mündlichen und schriftlichen Kommunikation und Dokumentation. Sie können nach schriftlichen und mündlichen Versuchsanweisungen handeln und fehlende Informationen durch Rückfragen oder aus schriftlichen Quellen ergänzen. Sie können zu allgemeinen und speziellen Fragen im Bereich der Tumorbologie geeignete wissenschaftliche Literatur finden und Informationen aus Datenbanken entnehmen.

### **Inhalte**

#### Vorlesung: Allgemeine Tumorbologie

Eigenschaften von Tumoren und Tumorzellen; Klassifikation und Epidemiologie menschlicher Tumoren; Mechanismen der Karzinogenese; DNA-Reparatur; Genetik und Vererbungsmechanismen bei erblichen Tumoren; Chromosomale Veränderungen in Tumoren; Mutationstypen und Mutationseffekte; Tumorsuppressorgene; Zellzyklusregulation und Checkpoints; Apoptose und Seneszenz; virale und zelluläre Onkogene; Wachstumsfaktoren und Rezeptoren; Signaltransduktionswege in Tumoren; Mehrschrittkarzinogenese; Mechanismen der Invasion und Metastasierung; Hypoxieregulation und Angiogenese; Tumorepigenetik Biologie ausgewählter Tumoren. Chronisch-myeloische Leukämie; Akute myeloische Leukämien; Burkitt-Lymphome und B-Zell-Lymphome; Wilms Tumor; Colorektales Karzinom (MSI und CIN-Typ mit hereditären Syndromen); Mammakarzinom (molekulare Subtypen und zielgerichtete Tumorthherapie); Nierenzellkarzinome (klarzelliges und papilläres); Prostatakarzinom, Rezessiv vererbte Tumorsyndrome (Ataxia telangiectasia, Xeroderma Pigmentosum).

#### Praktikum:

Extraktion von DNA und RNA aus Zelllinien und Paraffin mit Qualitätskontrolle, Mutationsanalyse aus DNA und RNA mittels DHPLC und Sequenzierung, Mikrosatellitenanalyse; Proteinextraktion aus Tumorzelllinien, Westernblotanalyse; Qualitative und quantitative (real-time) PCR und RT-PCR, CRISPR/Cas- Methodik, Analyse der DNA-Methylierung mittels MS-PCR und Pyrosequenzierung, Cytologie von Tumoreinzelzellen, Cytogenetische Untersuchung von Tumorzellen und Zellen aus Blut mittels Chromosomenbänderung und Karyotypisierung sowie Fluoreszenz-in-situ-Hybridisierung, Messung der Proliferation und Zellzyklusverteilung von Tumorzellen unter Wachstumsfaktorbehandlung; Bioinformatische Analysen von Gensequenzen, Mutationen und chromosomalen Veränderungen

### **Lehrformen**

Vorlesung mit interaktiven Anteilen (24 Stunden á 60 Minuten)  
 Selbststudium mit e-learning Materialien und Lehrbüchern (110 Stunden)  
 Kleingruppenunterricht (2 h täglich über 6 Wochen hinweg)  
 Betreutes Laborpraktikum in Kleingruppen (6 h täglich über 6 Wochen hinweg)

### **Teilnahmevoraussetzungen**

**Formal:** Zulassung zum Masterstudiengang Molekulare Biomedizin  
**Inhaltlich:** Sichere Grundkenntnisse in Genetik, Molekular- und Zellbiologie

### **Prüfungsform**

- (1) Kompetenzbereich Wissen (80 % der Note): schriftliche Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 90 Minuten
- (2) Kompetenzbereich Dokumentation (20 % der Note): Protokolltestat Experimente; Dauer: 5 - 10 Minuten am Ende des jeweiligen Modulteils (6 Modulteile)

### **Voraussetzungen für die Vergabe von Kreditpunkten**

- (1) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum;

(2) Bestehen der Klausur und des Protokolltestats über Experimente
<b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b> A) Zell- & Organbiologie
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b> Keine
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch
<b>Sonstige Informationen</b> Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.

# M1530 Zellbiologie, Regeneration und Pathomechanismen des Nervensystems

Cell biology, regeneration and pathomechanisms of the nervous system

## Modulverantwortliche/r

Prof. Dr. P. Küry (kuery@uni-duesseldorf.de)

## Dozentinnen/Dozenten

Prof. Dr. Patrick Küry, Prof. Dr. Alessandro Prigione, Dr. Peter Göttle, Dr. Jessica Schira-Heinen, Dr. Frank Bosse, PD Dr. Carsten Berndt, PD Dr. Tobias Ruck, Dr. Michael Dietrich, Dr. Gabriel Leprivier, Dr. Alexander Herrmann, Dr. Jonathan Lim, Thomas Müntefering und weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

## Modulorganisation

Prof. Dr. P. Küry (kuery@uni-duesseldorf.de)

<b>Arbeitsaufwand</b> 420 h	<b>Leistungspunkte</b> 14 CP	<b>Kontaktzeit</b> 225 h	<b>Selbststudium</b> 195 h	<b>Dauer</b> 1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b> Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS	<b>Häufigkeit des Angebots</b> Wintersemester		<b>Gruppengröße</b> 3 Studierende	

## Lernergebnisse/Kompetenzen

Nach Absolvieren dieses Moduls werden die Studierenden

- (1) vertraut sein mit der sterilen Anfertigung primärer Kulturen neuraler Stammzellen, Hirnschnitten, neokortikaler Neuronen, mit der Anreicherung und Aufreinigung verschiedener anderer neuraler Zelltypen wie von humanen induziert pluripotenten Stammzellen (iPSCs), und humanen iPSC-abgeleiteten neuralen Vorläuferzellen (NPCs), von Neuronen und Hirnorganoiden sowie der Arbeit mit immortalisierten Zelllinien.
- (2) befähigt sein, grundlegende immunzytochemische Methoden anzuwenden, um Zelltypen zu identifizieren und diese per Licht- und Fluoreszenzmikroskopie zu dokumentieren.
- (3) ein vertieftes Verständnis der Entwicklungs-, Differenzierungs- und pathologischer Prozesse neuraler Zellen besitzen.
- (4) Grundlagen der rekombinanten Modulation endogener Genexpression, und Methoden zur Messung der metabolischen Zellaktivität besitzen.
- (5) befähigt sein, unabhängig und präzise im Labor mit den gängigen Werkzeugen umzugehen.
- (6) befähigt sein zur Analyse und Dokumentation experimenteller Resultate dem Standard guter wissenschaftlicher Praxis folgend.
- (7) befähigt sein, experimentelle Daten zu präsentieren, zu verteidigen und im Kontext anderer wissenschaftlicher Daten zu diskutieren.

## Lehrformen

Vorlesung, Praktikum, Anfertigung von Referaten, Referat, Diskussionsrunden, Führung Laborbuch/Protokolle

## Inhalte

### Vorlesungen:

Neurozytologie: Neuronen und Gliazellen - Morphologie und Funktion im Nervensystem; Neuronale Stammzellen; Entwicklung und Differenzierung im Nervensystem: Induktion, Neuro- und Gliagenese, Zelldetermination, Differenzierung und axonale Wegfindung, Neurotrophische Faktoren und Apoptose, Mikrogliale Polarisierung; Zellschicksal und Bioinformatik; CRISPR/CAS9 – Genmodulation; Pathologie: Molekulare Pathophysiologie und Regeneration, Multiple Sklerose, ZNS Verletzung und Regeneration, Immunsystem, Tiermodelle, Oxidativer Stress und Redoxregulation, Ferroptose, Glioma (genetische und molekulare Basis, Hypoxia, metabolischer Stress); Energiemetabolismus in Stammzellen und Neurogenese;

<p>Mitochondriale Erkrankungen; High-content Screenings; Neuronale Differenzierung humaner Stammzellen in 2D and 3D (Hirnorganoide).</p> <p><b>Praktische Arbeiten:</b>  Im Labor von Prof. Küry wird der Fokus auf die Kultur und Identifikation neuraler Zellen (gewonnen aus Ratten und Mäusen) liegen: Neuronale Stammzellen, Neuronen, Astrozyten, Oligodendrozyten, Mikroglia. Zudem wird die Analyse der neuralen Zelldifferenzierung mit folgenden Experimenten vollzogen: Präparation und Kultivierung primärer kortikaler Mischkulturen; Licht- und Fluoreszenzmikroskopie, um morphologische Zelldifferenzierung und Reifung zu visualisieren; Cell Sorting, Anreicherung und Isolation mittels MACs und FACS; Zelltransfektion, um endogene Genexpression zu modulieren und die Zelldifferenzierung zu steuern; RNA Isolation und Aufreinigung, Quantifizierung von Differenzierungsmarkern mittels qRT-PCR; Polarisierung primärer mikroglialer Zellen; Immunoassays wie (ELISA) um sezernierte Zytokine zu detektieren.  In den weiteren Laboren der Neurologie werden Aspekte zur Redoxregulation, der Interaktion von T-Zellen mit dem Immunsystem, der Migration von T-Zellen und der visuellen Beeinträchtigung durch Neuroinflammation experimentell untersucht.  Im Labor von Prof. Prigione wird der Fokus auf humanen induziert pluripotenten Stammzellen (iPSCs) sowie deren 2D Differenzierung (neurale Vorläuferzellen und Neuronen) und Differenzierung in 3D (Hirnorganoide) liegen, dies um Änderungen im Energiehaushalt und der mitochondrialen Aktivität im Kontext von neurologischen Stoffwechselerkrankungen zu modulieren. Die folgenden Experimente sind geplant:  iPSC Kultur, NPC (neurale Vorläuferzellen) Differenzierung, Neuronen und Organoide, mitochondriale bioenergetische Messungen mit der Seahorse Technologie, High-content Screening mittels mitochondrialer funktioneller Parameter und der neuronalen Verzweigungskapazität, DNA und RNA Isolation für qRT-PCR and CRISPR-Cas9 Editing, Immunfärbungen zum Nachweis von Pluripotenz und neuronalen Markern.  Im Labor von Dr. Leprivier werden verschiedene Aspekte von Krebsarten des Gehirns, hauptsächlich von Gliomas, an entsprechenden Zelllinien untersucht.</p> <p><b>Finale Präsentation:</b>  Die Studenten werden eine wissenschaftliche Präsentation zusammenstellen und halten, um ihre Experimente und Befunde zu verteidigen und zu diskutieren.</p>
<p><b>Teilnahmevoraussetzungen</b>  <b>Formal:</b> Zulassung zum Masterstudiengang Molekulare Biomedizin  <b>Inhaltlich:</b> Grundkenntnisse in Neurobiologie werden vorausgesetzt.</p>
<p><b>Prüfungsform</b>  (1) Kompetenzbereich Wissen (70% der Note): schriftliche Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 120 Minuten  (2) Kompetenzbereich wissenschaftliches Präsentieren (30% der Note): Präsentation (Erarbeitung des Stoffes, graphische Darstellung der Inhalte, Auswertung der Experimente, Vortrag, Diskussion); Dauer: 20 Minuten</p>
<p><b>Voraussetzungen für die Vergabe von Kreditpunkten</b>  (1) Regelmäßige Teilnahme an den praktischen Übungen  (2) Bestandene Modulklausur  (3) Regelmäßige Teilnahme am Seminar und Präsentation eines Vortrages</p>
<p><b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b>  A) Zell- &amp; Organbiologie</p>
<p><b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b>  Master Translational Neuroscience</p>
<p><b>Stellenwert der Note für die Endnote</b></p>

Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein:  
M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.

**Unterrichtssprache**

Englisch

**Sonstige Informationen**

Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei Vorbesprechung ist Pflicht.

# M1540 Umweltinduzierte Signalprozesse in Säugerzellen und *Caenorhabditis*

## *elegans*

Environmentally induced signaling processes in mammalian cells and *Caenorhabditis elegans*

### Modulverantwortliche/r

Prof. Dr. Joachim Altschmied (Joachim.Altshcmied@uni-duesseldorf.de), Univ.-Prof. Dr. Judith Haendeler (juhae001@uni-duesseldorf.de)

### Dozentinnen/Dozenten

Prof. Dr. Joachim Altschmied, Univ. Prof. Dr. Judith Haendeler, PD Dr. Klaus Unfried, Dr. Thomas Haarmann-Stemmann, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

### Modulorganisation

Dr. Sascha Jakob (sascha.jakob@uni-duesseldorf.de)

Arbeitsaufwand	Leistungspunkte	Kontaktzeit	Selbststudium	Dauer
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		Jedes Sommersemester		max. 3

### Lernergebnisse/Kompetenzen

In dem Modul sollen Signaltransduktionsmechanismen als Antworten auf Umweltsignale in Säugerzellen und *C. elegans* auf zellulärer Ebene und in einem Tiermodell sowie eine Auswahl experimenteller Techniken zur Untersuchung dieser Prozesse erarbeitet werden. Die Teilnehmer sollen den theoretischen Hintergrund darstellen und erklären sowie basierend hierauf die experimentell erhobenen Befunde interpretieren können. Zudem sollen die erarbeiteten Methoden mit Hinblick auf forschungsorientiertes Arbeiten auf andere Fragestellungen übertragen werden können. Durch die geringe Teilnehmerzahl ist eine intensive Betreuung gewährleistet.

### Lehrformen

Praktikumsbegleitende Vorlesung

Praktikum mit eigenständiger Versuchsdurchführung in Zweiergruppen

### Inhalte

Die Antwort von Zellen und Organismen auf externe Signale nimmt eine zentrale Rolle in vielen physiologischen und pathophysiologischen Situationen ein. In diesem Modul werden grundlegende Mechanismen der Signaltransduktion in Säugern und dem Nematoden *C. elegans* als Antwort auf Umwelteinflüsse besprochen. Die Schwerpunkte liegen hierbei auf den Mitochondrien, Membran- und Transkriptionsveränderungen sowie Adaptationsreaktionen eines gesamten Organismus. Zu diesen Themen werden entsprechende Versuche mit "state-of-the-art" Methoden durchgeführt.

#### Vorlesung:

Das Praktikum wird begleitet von einer täglich stattfindenden, ca. einstündigen Vorlesung, in welcher zum einen der theoretische Hintergrund (membranständige und cytosolische Rezeptoren, Mitochondrien, Signalkaskaden, Transkriptionsfaktoren, Zellproliferation, Zellmigration, Apoptose, *C. elegans*) und zum anderen Techniken zur molekular- und zellbiologischen sowie biochemischen Analyse dieser Prozesse und der daran beteiligten Moleküle in Säugern und Nematoden vermittelt werden.

#### Praktikum:

Im praktischen Teil, der in Zweiergruppen durchgeführt wird, wird ein breites Spektrum an modernen experimentellen Methoden zur Analyse von Signaltransduktionsprozessen und zellulären Reaktionen auf externe Stimuli und zur Stress-Adaptation von *C. elegans* vermittelt. Dabei wird Wert auf ein hohes Maß an "hands-on-time" als Vorbereitung für die praktische Labortätigkeit im Rahmen einer Masterarbeit gelegt (An- und Abtestate). Des Weiteren muss die

<p>Versuchsdurchführung in einem Protokoll dokumentiert werden, welches zeitnah abgegeben werden sollte.</p> <p>Das Modul ist in vier Themenschwerpunkte gegliedert, die von vier verschiedenen Arbeitsgruppen des IUF durchgeführt werden: Mitochondrien in der Signaltransduktion (AG Haendeler), Membran-abhängige Signaltransduktion (AG Unfried), AhR Signaling (AG Haarmann-Stemann) und Stressantworten in <i>C. elegans</i> (AG Ventura).</p>
<p><b>Teilnahmevoraussetzungen</b></p> <p><b>Formal:</b> Abgeschlossenes Bachelorstudium in Biologie oder einem Nahe verwandten Fach mit ausreichenden Lehrinhalten in biologischen Bereichen und Annahme für einen der Masterstudiengänge Biologie, Biology International oder Molekulare Biomedizin der HHU Düsseldorf</p> <p><b>Inhaltlich:</b> Fundierte Grundlagen der Zellbiologie, Prinzipien der Genregulation und Signaltransduktion, Biochemisches Grundwissen</p>
<p><b>Prüfungsform</b></p> <p>(1) Kompetenzbereich Wissen (50% der Note): mündliche Abschlussprüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 30 - 60 Minuten</p> <p>(2) Kompetenzbereich Dokumentation (25% der Note): Protokoll mit Auswertung und Diskussion der durchgeführten Experimente; Umfang des Protokolls: circa 60 Seiten</p> <p>(3) Kompetenzbereich Planung und Durchführung praktischer Experimente (25% der Note): tägliche An- und Abtestate zu den einzelnen Experimenten; Dauer: circa 5 Minuten täglich</p>
<p><b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b></p> <p>(1) Regelmäßige Teilnahme am Praktikum (maximal 2 Fehltage)</p> <p>(2) Abgabe eines Protokolls, das den Anforderungen einer wissenschaftlichen Dokumentation genügt</p> <p>(3) Bestehen der Abschlussprüfung zum Kompetenzbereich Wissen</p>
<p><b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b></p> <p>A) Zell- &amp; Organbiologie</p>
<p><b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b></p> <p>Masterstudiengang Biochemie und Biologie</p>
<p><b>Stellenwert der Note für die Endnote</b></p> <p>Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.</p>
<p><b>Unterrichtssprache</b></p> <p>Deutsch und Englisch</p>
<p><b>Sonstige Informationen</b></p> <p>Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei Vorbesprechung ist Pflicht.</p>

**M1560** Von der DNA zur Formenvielfalt

From DNA to diversity

**Modulverantwortliche/r**

Prof. Dr. Martin Beye

**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Dr. Martin Beye, Prof. Dr. Laura Rose

**Modulorganisation**

Prof. Dr. Martin Beye (Martin.Beye@uni-duesseldorf.de)

Arbeitsaufwand	Leistungspunkte	Kontaktzeit	Selbststudium	Dauer
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		Jedes Wintersemester		3 Studierende

**Lernergebnisse/ Kompetenzen**

Die Studierenden erlernen Genbereiche- und Genfamilien bioinformatisch und experimentell zu analysieren. Projektbezogen werden evolutionsbiologische Fragestellungen entwickelt, die die Studierenden mit molekulargenetischen und computerbasierten Methoden funktionell testen.

Die Studierenden erlernen den Umgang mit Gendatenbanken (NCBI, miRBase) und die Erstellung von Phylogenien. In der Vorlesung werden Grundlagen von Genänderungen und ihre Bedeutung für die Formenvielfalt im Tier- und Pflanzenreich vermittelt. Die Studierenden erlernen zudem die Grundlagen des Pflanzenimmunsystems mit Fokus auf die Regulierung des Systems.

**Inhalte**Vorlesung:

Wie evolvieren neue Merkmale (u.a. Baupläne, Resistenzen gegenüber Pathogenen)? Wie werden diese neuen Merkmale durch regulatorische und funktionelle Änderung der Gene erreicht? Welche evolutionären Mechanismen sind dafür verantwortlich? Experimentelle Umsetzung genetischer und evolutionärer Fragestellungen. Vermittlung molekularer Methoden, populationsgenetischer Konzepte, Modellbildung und statistischer Verfahren.

Praktikum:

AG Beye: Wie wird angeborenes Sozialverhalten spezifiziert? Wie entsteht dieses Verhalten im Laufe der Evolution? Das Gen *fruitless* ist Teil der geschlechtsbestimmenden Kaskade der Biene und wird geschlechtsspezifisch gespleißt. Anhand des Genes werden wir uns mit der Fragestellung beschäftigen, wie angeborene Verhaltensweisen in der Entwicklung spezifiziert werden. Molekulargenetische Techniken wie Klonierung, Sequenzanalyse, Sequenzvergleiche und whole-mount Immunostaining kommen zum Einsatz, um anatomische und molekulare Ursachen im Organismus zu beschreiben. Zudem werden Verhaltensdaten einer Mutante im Kurs analysiert und statistisch ausgewertet. Fragestellungen werden im Kurs entwickelt mit dem Ziel, molekulare und anatomische Ursachen von angeborenem Verhalten darzustellen.

AG Rose: Die miR482-Superfamily, eine auf Sequenzebene diverse Familie an microRNAs, reguliert Teile des Immunsystem der Pflanzen. Als Teil des molekularen Wettrüstens zwischen Pathogen und Pflanzen ist die miR482 Familie dabei einem ständigen Selektionsdruck ausgesetzt. Die Genfamilie wird auf Sequenzebene (u.a. DNA-Extraktion von diversen Pflanzen, Klonierung der Familienmitglieder in *E. coli*, Sequenzierung, Erstellung einer Phylogenie und eines regulatorischen Netzwerkes) sowie auf Expressionsänderungen bei Infektion der kultivierten Tomate mit einem Pathogen

untersucht (Infektions-Assay, RNA-Extraktion, cDNA-Synthese, PCR, qPCR). Ergänzend zur Analyse dieser pathogenen Interaktion charakterisieren wir morphologisch das Mikrobiom von diversen Nutzpflanzen, d.h. wir erstellen eine Übersicht über die Gesamtheit der assoziierten Mikroorganismen dieser Nutzpflanzen.

### Seminar:

Vortragsreihe über aktuelle Methoden und Ergebnisse der molekularen und evolutionären Genetik mit Schwerpunkt auf dem Immunsystem der Pflanze, dem Mikrobiom, diversen Krankheitserregern (bsp. *P. infestans*) und den Solanaceae (Nachtschattengewächsen).

### **Teilnahmevoraussetzungen**

**Formal:** Zulassung zum Masterstudiengang

**Inhaltlich:** Grundlegende Kenntnisse der Molekulargenetik werden erwartet.

### **Prüfungsform**

- (1) Kompetenzbereich Wissen (60 % der Note): schriftliche Prüfung (Regelfall) über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 120 Minuten
- (2) Kompetenzbereich Dokumentation (30 % der Note): Protokoll (Themenstellung, Durchführung, Auswertung und Diskussion wissenschaftlicher Experimente); Umfang: circa 30-40 Seiten (inklusive Anhang, Abbildungen und Tabellen)
- (3) Kompetenzbereich wissenschaftl. Präsentieren (10% der Note): Vortrag (Erarbeitung des Stoffes, graphische Darstellung der Inhalte, Vortrag, Diskussion); Dauer: 30 Minuten

### **Voraussetzungen für die Vergabe von Kreditpunkten**

- (1) Bestehen des Kompetenzbereichs Wissen
- (2) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum
- (3) Abgabe eines Protokolls, das den Anforderungen einer wissenschaftlichen Dokumentation entspricht.

### **Zuordnung zum Schwerpunkt**

A) Zell- & Organbiologie

### **Verwendung des Moduls (in anderen Studiengängen)**

Master Biologie

### **Stellenwert der Note für die Endnote**

Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.

### **Unterrichtssprache**

Deutsch und Englisch

### **Sonstige Informationen**

Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei Vorbesprechung ist Pflicht.

# M1570 Rezeptoren als Zielmoleküle in der Biomedizin

Receptors as target molecules in biomedicine

## Modulverantwortliche/r

Prof. Dr. Simone Prömel (proemel@hhu.de)

## Dozentinnen/Dozenten

Prof. Dr. Simone Prömel, Victoria Groß, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

## Modulorganisation

Prof. Dr. Simone Prömel (proemel@hhu.de)

Arbeitsaufwand	Leistungspunkte	Kontaktzeit	Selbststudium	Dauer
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		Wintersemester		8

## Lernergebnisse/Kompetenzen

Die Studierenden können die grundlegenden Konzepte der Rezeptorbiologie und entsprechender Signalwege beschreiben und anwenden. Sie kennen die Funktion der Signalwege in verschiedenen biologischen Kontexten und Organen und die Rolle dieser Organe beispielsweise im Stoffwechsel. Des Weiteren sind sie in der Lage, die (patho-)physiologische Relevanz von Rezeptor-Signalwegen zu erläutern und die Auswirkung von Mutationen sowie Modulatoren (Agonisten, Antagonisten etc.) zu beschreiben.

Die Studierenden können das erworbene Methodenwissen praktisch auf verschiedene Rezeptoren anwenden. Sie sind in der Lage, molekular- und zellbiologische Experimente zur Analyse von Rezeptorfunktionen und deren Modulation eigenständig durchzuführen und zu planen. Die Studierenden lernen den selbstständigen und präzisen Umgang mit modernen Laborgeräten und -apparaturen aus dem molekular- und zellbiologischen Bereich wie beispielsweise PCR-Maschinen, Sterilwerkbänken, Mikroskopen, Inkubatoren, Multimode-Mikroplatten-Readern. Sie können die durchgeführten Versuche dokumentieren sowie die erhaltenen Ergebnisse nach wissenschaftlichen Standards auswerten, darstellen und interpretieren.

Die Studierenden sind in der Lage, eigenständig ein vorgegebenes Thema unter Zuhilfenahme entsprechender Fachliteratur in englischer Sprache zu erarbeiten und verständlich vorzutragen.

## Lehrformen

Vorlesung, Praktikum, Seminar

## Inhalte

### Vorlesung:

- Rezeptortypen, ihre Signalkaskaden und ihre Funktion in verschiedenen Prozessen
- Die Relevanz von Rezeptoren in den wesentlichen Organen des Stoffwechsels: Leber, Pankreas, Fett, Gehirn; Biochemische Grundlagen und Funktionen dieser Organe
- Die Rolle von Rezeptoren in verschiedenen Erkrankungen und die Bedeutung ihrer Modulation für therapeutische Ansätze
- Rezeptor-Agonisten-Interaktionen, Antagonisten, Kinetik
- Rezeptorpharmakologie, Wirkstoff-Mechanismen, Prinzipien eines Compound-Screens
- Eigenschaften von Rezeptoren als therapeutische Ziele
- Methoden der Untersuchung von Rezeptoren und Modulation von Rezeptoren

### Praktikum:

- Analysen der Expression von Rezeptoren (in Zellkultur und im Gewebe)
- Untersuchung der Signaltransduktion von Rezeptoren am Beispiel verschiedener therapeutisch relevanter GPCR (Basalaktivität, Aktivität nach Stimulation, Messung von

intrazellulären Signalen, Konzentration-Wirkungskurven, Bestimmung von EC50-Werten und Auswertung)

- Charakterisierung von Rezeptor-Liganden Bindungen (mittels BRET Analysen)
- Klonierung und Testung von klinisch relevanten GPCR-Varianten (Expression, Reporterger- und *Second messenger* Assays)
- Untersuchung der Wirkung von verschiedenen Modulatoren auf die Expression, Funktion und die Signale von Rezeptoren am Beispiel verschiedener GPCR
- Charakterisierung der Auswirkung von GPCR-Mutationen auf physiologische Prozesse

#### Seminar:

Die Studierenden werden über ausgewählte wissenschaftliche Original-Publikationen zu unterschiedlichen Themen der Rezeptorbiologie und dessen Anwendung einen Seminarvortrag vorbereiten, vor der Gruppe halten und im Anschluss diskutieren.

#### **Teilnahmevoraussetzungen**

**Formal:** Zulassung zum Masterstudium

**Inhaltlich:** Grundkenntnisse in der Zell- und Molekularbiologie

#### **Prüfungsform (Anzahl, Art und prozentuale Gewichtung der Prüfungen, mindestens 2 Kompetenzbereiche)**

- (1) Kompetenzbereich Wissen (60% der Note): Schriftliche Prüfung (Regelfall) über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 90 Minuten
- (2) Kompetenzbereich Dokumentation (20% der Note): Anfertigung eines Protokolls zum Praktikum (Themenstellung, Durchführung, Auswertung und Diskussion); Umfang circa 20 Seiten
- (3) Kompetenzbereich wissenschaftliches Präsentieren (20% der Note): Seminarvortrag (Erarbeitung des Stoffes, Darstellung der Inhalte, Vortrag und Diskussion); Dauer: 20 Minuten

#### **Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul**

- (1) Bestehen der Modulklausur
- (2) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum
- (3) Abgabe eines Protokolls, das den Anforderungen einer wissenschaftlichen Dokumentation entspricht
- (4) Teilnahme am Seminar und Präsentation eines Vortrags

#### **Zuordnung zum Schwerpunkt**

A) Zell- und Organbiologie

#### **Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen**

Master Biologie

#### **Stellenwert der Note für die Endnote**

Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein:  
M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.

#### **Unterrichtssprache**

Deutsch und Englisch

#### **Sonstige Informationen**

Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.

**M1580 Molekulare Onkologie II**

Molecular Oncology II

**Modulverantwortliche/r**

PD Dr. Csaba Mahotka (mahotka@med.uni-duesseldorf.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Dr. Mayo Röttger, Dr. Roland Piekorz, PD Dr. Michèle Hoffmann, Prof. Hans Neubauer, PD Dr. Csaba Mahotka, Prof. Dr. med. Nikolas H. Stoecklein, Prof. Dr. Daniel Nettersheim, PD Dr. Doreen Floss, PD Dr. Karl Ludwig Schäfer, Dr. Bianca Behrens, Dr. Dieter Niederacher, Dr. Gabriel Leprivier, PD Dr. Edgar Grinstein, Prof. Christoph Suschek, Dr. Vera Grotheer, Dr. Margaretha Skowron, Prof. Miriam Cortese-Krott, und weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

**Modulorganisation**

PD Dr. Csaba Mahotka (mahotka@med.uni-duesseldorf.de)

<b>Arbeitsaufwand</b>	<b>Leistungspunkte</b>	<b>Kontaktzeit</b>	<b>Selbststudium</b>	<b>Dauer</b>
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b> Praktikum: 18 SWS Vorlesung : 2 SWS		<b>Häufigkeit des Angebots</b> Sommersemester		<b>Gruppengröße</b> 12 Studierende

**Lernergebnisse/Kompetenzen**

Die Studierenden können wesentliche Kriterien bei der Klassifizierung menschlicher Tumoren benennen. Sie können charakteristische Eigenschaften von Tumoren und Tumorzellen beschreiben.

Sie können exemplarisch Mechanismen bei der chemischen, physikalischen und biologischen Karzinogenese beschreiben und Schutzmechanismen, besonders DNA-Reparatursysteme, gegenüberstellen.

Sie können die Vererbungsmodi hereditärer Tumorsyndrome erklären und die prinzipiellen genetischen und epigenetischen Mutationsarten einschließlich chromosomaler Aberrationen angeben.

Sie können wichtige Onkogene und Tumorsuppressorgene aufzählen und exemplarisch deren Wirkung und Interaktion erklären. Sie können die Produkte dieser Gene Signaltransduktionswegen und zellulären Regulationssystemen zuordnen.

Sie können die einzelnen Schritte bei der Ausbreitung maligner Tumoren aufzählen, wichtige Moleküle und Faktoren bei der Stroma-Tumorzellinteraktion, der Invasion und der Metastasierung angeben und ihre Funktion bei diesen Prozessen interpretieren.

Die Studierenden können geeignete Methoden zur Analyse der typischen Eigenschaften von Tumorzellen angeben. Sie können wichtige Methoden durchführen und auswerten.

Die Studierenden können geeignete Methoden zur Analyse der typischen genetischen und epigenetischen Veränderungen von Tumorzellen angeben. Sie können Nukleinsäuren und Proteine aus Tumorgewebe und Tumorzelllinien extrahieren und deren Qualität und Eignung für weitere Analysen einschätzen. Sie können wichtige Methoden (z.B. PCR, RT-PCR, MS-PCR, Mutationsdetektion, Western-Blot) durchführen und auswerten. Sie können Anwendungsbereiche und Eignung der Methoden für die Analyse von Tumoren allgemein einschätzen. Die Studierenden können biologische Datenbanken verwenden, Funktionsweise von Algorithmen nachvollziehen, die Struktur von Programmiersprachen für die Abfrage von Daten anwenden.

Die Studierenden können Ziel, Durchführung und Ergebnisse der durchgeführten Experimente klar und in wissenschaftlich adäquater Sprache und Form beschreiben und die Interpretation der Ergebnisse darstellen.

Die Studierenden verwenden die gelernten grundlegenden Begriffe der klinischen und molekularen Onkologie und der molekular- und zellbiologischen Analytik sicher und passend in der mündlichen und schriftlichen Kommunikation und Dokumentation. Sie können nach schriftlichen und mündlichen Versuchsanweisungen handeln und fehlende Informationen durch Rückfragen oder aus schriftlichen Quellen ergänzen. Sie können zu allgemeinen und speziellen Fragen im Bereich der Tumorbioogie geeignete wissenschaftliche Literatur finden und Informationen aus Datenbanken entnehmen.

### **Inhalte**

#### Vorlesung: Allgemeine Tumorbioogie

Eigenschaften von Tumoren und Tumorzellen; Klassifikation und Epidemiologie menschlicher Tumoren; Mechanismen der Karzinogenese; DNA-Reparatur; Genetik und Vererbungsmechanismen bei erblichen Tumoren; Chromosomale Veränderungen in Tumoren; Mutationstypen und Mutationseffekte; Tumorsuppressorgene; Zellzyklusregulation und Checkpoints; Apoptose und Seneszenz; virale und zelluläre Onkogene; Wachstumsfaktoren und Rezeptoren; Signaltransduktionswege in Tumoren; Mehrschrittkarzinogenese; Mechanismen der Invasion und Metastasierung; Hypoxieregulation und Angiogenese; Tumorepigenetik  
Biologie ausgewählter Tumoren. Kolorektales Karzinom (MSI und CIN-Typ mit hereditären Syndromen); Mammakarzinom (molekulare Subtypen und zielgerichtete Tumortherapie); Nierenzellkarzinome (klarzelliges und papilläres); Prostatakarzinom. Bioinformatik (Datenbanken, Programmiersprachen, Algorithmen, etc.).

#### Praktikum:

- Extraktion von DNA und RNA aus Zelllinien und Paraffin mit Qualitätskontrolle, Mutationsanalyse aus DNA und RNA mittels DHPLC und Sequenzierung, Mikrosatellitenanalyse; Proteinextraktion aus Tumorzelllinien, Westernblotanalyse; Qualitative und quantitative (real-time) PCR und RT-PCR, Analyse der DNA-Methylierung mittels MS-PCR und Pyrosequenzierung, Cytologie von Tumoreinzellen, Messung der Proliferation und Zellzyklusverteilung von Tumorzellen unter Wachstumsfaktorbehandlung; Bioinformatische Analysen von Gensequenzen, Mutationen und chromosomalen Veränderungen; Biologische Datenbanken, Sequenzvergleiche und Signifikanz, Homologiesuche, Multiples Sequenzalignment und Verlässlichkeit, Sequenz-Dateiformate und ihre Anwendungsgebiete (z.B. FASTA, GFF, VCF, gVCF, SAM/BAM); Bestimmung des pathogenen Potentials von DNA-Varianten mit Hilfe bioinformatischer Methoden; In silico Primer-Design zur Optimierung der Amplikon-Signatur in High-Resolution-Melting (HRM) Analysen.

### **Lehrformen**

Vorlesung mit interaktiven Anteilen (24 Stunden á 60 Minuten)

Selbststudium mit e-learning Materialien und Lehrbüchern (110 Stunden)

Kleingruppenunterricht (2 h täglich über 6 Wochen hinweg)

Betreutes Laborpraktikum in Kleingruppen (6 h täglich über 6 Wochen hinweg)

### **Teilnahmevoraussetzungen**

**Formal:** Zulassung zum Masterstudiengang Molekulare Biomedizin

**Inhaltlich:** Sichere Grundkenntnisse in Genetik, Molekular- und Zellbiologie

### **Prüfungsform**

(1) Kompetenzbereich Wissen (80 % der Note): schriftliche Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 90 Minuten (2) Kompetenzbereich Dokumentation (20 % der Note): Protokolltestat Experimente; Dauer: 5 - 10 Minuten am Ende des jeweiligen Modulteils (5 Modulteile)
<b>Voraussetzungen für die Vergabe von Kreditpunkten</b> (1) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum; (2) Bestehen der Klausur und des Protokolltestats über Experimente
<b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b> A) Zell- & Organbiologie
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b> Keine
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch
<b>Sonstige Informationen</b> Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei einer anberaumten Vorbesprechung ist Pflicht.

**M2520 Molekulare Virologie und Strukturbiologie**

Molecular and structural biology

**Modulverantwortliche/r**

Prof. Dr. H. Schaal (schaal@uni-duesseldorf.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Dr. Heiner Schaal, PD Dr. Albert Zimmermann, Prof. Dr. Ingo Drexler, PD Dr. Bernd König, Dr. Philipp Neudecker, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

**Modulorganisation**

Prof. Dr. H. Schaal

<b>Arbeitsaufwand</b>	<b>Leistungspunkte</b>	<b>Kontaktzeit</b>	<b>Selbststudium</b>	<b>Dauer</b>
420 h	14 CP	240 h	180 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		Jedes Semester		2 Studierende

**Lernergebnisse/Kompetenzen**

Die Studierenden sollen die Prinzipien des retroviralen Gentransfers beherrschen, den Aufbau eines lentiviralen Vektors erläutern können, seine essentiellen Sequenzvoraussetzungen benennen können und in der Lage sein selber einen Vektor für einen Gentransfer entwerfen und in eine praktische Anleitung zu dessen Realisierung umsetzen können.

Sie kennen die molekularen Prinzipien antiviraler Immunantworten und der viralen Immunevasion gegenüber diesen Antworten. Sie werden befähigt, antivirale Immunantworten und virale Immunevasion experimentell nachzuweisen.

Ihnen sind die Grundlagen des adaptiven Immunsystems zur Bekämpfung viraler Infektionen vertraut und können Beispiele von viralen Evasionsmechanismen benennen.

Sie sollen Texte mit virologischem Inhalt, beispielsweise einen Zeitungsartikel über eine Impfpflicht oder einem Bericht über vielfältige Möglichkeiten eines Virus einer Immunantwort der Zelle zu entkommen, mit eigenen Worten wiedergeben können, die fachlichen Sachverhalte erläutern und beurteilen können und Implikationen ableiten können.

Die Studierenden können die grundlegenden Konzepte der Lösungs-NMR-Spektroskopie, den prinzipiellen Aufbau eines Hochfeld-NMR-Spektrometers und die Einsatzmöglichkeiten der NMR in der Biologie erläutern. Sie können eigenständig NMR-Spektren aufnehmen, prozessieren und analysieren. Die Studierenden sind in der Lage, Proteinstrukturen aus experimentellen Daten zu berechnen und am Computer graphisch darzustellen. Die Studierenden werden befähigt, eine NMR-Titration zum Studium der Bindung eines Liganden an ein Protein zu planen, durchzuführen und auszuwerten.

Auf Basis der erworbenen Kenntnisse können die Studierenden alle durchgeführten Versuche selbstständig dokumentieren, auswerten und diskutieren.

**Lehrformen**

Vorlesung, Praktikum

**Inhalte**Vorlesung:

- (1) Einteilung der Viren
- (2) Viruseintritt in die Zelle
- (3) Replikation der positiv- und negativ-strängigen RNA-Viren; Replikationszyklus von Retroviren
- (4) Retrovirale Vektoren zum Einschleusen von Fremdgenen in eukaryotische Zellen; Pseudotypisierung

- (5) Prozessierung viraler prä-mRNA; Translationskontrolle der viralen Genexpression
- (6) Wirtsrestriktionen
- (7) Angeborene Immunität und Immunevasion; Interferonabhängige Signaltransduktionsvorgänge
- (8) Adaptive Immunität und virale Immunevasion I; Antikörpervermittelte B Zellimmunität; Antikörpervermittelte Zytolyse (ADCC)
- (9) Adaptive Immunität und virale Immunevasion II; MHC-I und II-vermittelte Antigenpräsentation und T Zellimmunität
- (10) Epidemiologie und Kontrolle viraler Erkrankungen
- (11) Nicht-retrovirale Viren als Genfähren für den klinischen Einsatz (Immuntherapie)
- (12) Virus Evolution
- (13) Allgemeine Grundlagen der NMR-Spektroskopie: FT-NMR, ein- und mehrdimensionale NMR, experimentell ermittelte Parameter (chemische Verschiebung, skalare Kopplung, dipolare Kopplung, Kern-Overhauser-Effekt - NOE), Hochfeld-NMR-Spektrometer
- (14) NMR an Biomakromolekülen: Isotopenmarkierung und rekombinante Herstellung, zugängliche Informationen (räumliche Struktur, Dynamik, Wechselwirkungen).
- (15) Strategien zur Datenauswertung: Resonanzzuordnung, Ermittlung geometrischer Parameter, Molekulardynamische Strukturrechnung
- (16) Analyse von Protein-Ligand-Interaktionen mittels NMR
- (17) Biologischer Hintergrund: Interaktion von HIV-1 Nef mit SH3-Domänen

#### Praktikum:

- (1) Zellkultur eukaryotischer Zellen, Transfektion, Transduktion
- (2) Ernte Virusüberstände, Infektion
- (3) Titerbestimmung, Zellen fixieren und färben
- (4) Klonierung lentiviraler Vektoren
- (5) Nachweis interferonabhängiger Signaltransduktion und viraler Immunevasion: Reporterassay, Western blot
- (6) Nachweis der Interferonwirkung: Virustiterbestimmung durch Plaquetest und Endverdünnung
- (7) Modulation von NK-Zell-Antworten durch Viren
- (8) Aufnahme und Analyse von NMR-Spektren (Software *nmrPipe*)
- (9) Resonanzzuordnung mittels 2D- und 3D-NMR-Spektren (*CARA*)
- (10) NMR-basierte Titrations der <sup>15</sup>N-Hck-SH3 mit den Liganden Nef-Peptid und Nef-core.
- (11) Erstellen und Auswerten von Bindungsisothermen (*qtipLOT*)
- (12) Berechnung der SH3-Struktur aus NMR-Daten mittels Moleküldynamik (*CYANYA*)
- (13) Visualisieren der SH3-Struktur und Kartieren der Peptid-Bindungsstellen.

#### **Teilnahmevoraussetzungen**

**Formal:** Zulassung zum Masterstudium

**Inhaltlich:** Kenntnisse in der Zellkultur erwünscht; Interesse an Strukturbiologie und computergestützter Datenanalyse.

#### **Prüfungsform**

- (1) Kompetenzbereich Wissen (70% der Note): mündliche Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 30 Minuten
- (2) Kompetenzbereich Dokumentation (30% der Note): Protokoll (Darstellung der Grundlagen, Beschreibung der Arbeitsschritte, Dokumentation und Diskussion der Ergebnisse); Umfang des Protokolls: circa 45 Seiten

#### **Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul**

- (1) Bestehen des Kompetenzbereiches Wissen.
- (2) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum.
- (3) Protokoll, das die Anforderungen an eine wissenschaftliche Dokumentation erfüllt.

<b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b> B) Immunologie, Infektiologie, Inflammation & Stammzellbiologie
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b> Master Biologie
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch
<b>Sonstige Informationen</b> Die Modulplatzvergabe erfolgt zentral. Der Teil Strukturbiologie findet am Forschungszentrum Jülich statt (es verkehrt ein Shuttlebus zwischen der HHU Düsseldorf und dem FZ Jülich).

**M2530 Molekulare Medizinische Immunologie**

Molecular and Clinical Immunology

**Modulverantwortliche/r**

Prof. Dr. M. Uhrberg (markus.uhrberg@med.uni-duesseldorf.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Dr. Markus Uhrberg, PD Dr. Rüdiger Sorg, Dr. Jürgen Enczmann, Dr. Thorsten Trapp, Dr. Hans-Ingo Trompeter, Dr. Simeon Santourlidis, Prof. Dr. Gesine Kögler, Dr. Sandra Weinhold, Dr. Angeliki Datsi, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

**Modulorganisation**

Prof. Dr. M. Uhrberg (markus.uhrberg@med.uni-duesseldorf.de)

Arbeitsaufwand	Leistungspunkte	Kontaktzeit	Selbststudium	Dauer
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b> Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		<b>Häufigkeit des Angebots</b> Sommersemester		<b>Gruppengröße</b> 8 Studierende

**Lernergebnisse (learning outcomes) / Kompetenzen**

Immunologische Barrieren, Natürliche Immunität, Initiation und Effektorphase einer Immunantwort, Immungedächtnis, Mechanismen der Genregulation durch miRNAs, Transkriptionsfaktoren, und Epigenetik sowie Signalübertragungswege der verschiedenen Immunzelltypen können erklärt und die daran beteiligten Komponenten benannt werden. Die grundlegenden immunologischen Mechanismen können auf konkrete und klinisch relevante Beispiele übertragen werden. Grundlegende Techniken (z.B. Isolierung von Lymphozyten aus peripherem Blut) können selbstständig durchgeführt werden. Die Prinzipien verschiedener weiterführende immunologische Techniken (z. B. HLA- und KIR-Typisierung, Durchflusszytometrie) können erklärt und angewendet werden. Die Versuchsergebnisse können analysiert, grafisch ausgewertet und schriftlich formuliert werden.

**Inhalte**Vorlesung:

Nicht-adaptive und adaptive Immunität, Entzündungsprozess, T-Zell- und B-Zell-Diversität, T- und B-Zellantwort, Tumormmunologie, Natürliche Killerzellen, dendritische Zellen, KIR-Rezeptoren, Immunrezeptor-Signaltransduktion, Transplantationsimmunologie, MHC Klasse I und II, immunologische Methoden. Grundlagen der Epigenetik, ihre Bedeutung für die Immunologie. Grundlagen der Biologie von microRNAs, Bedeutung der microRNAs in der Immunologie. Pathophysiologie von Autoimmunerkrankungen. Immunpharmakologie.

Praktikum:

- Immungenetische Bestimmungen und Funktionsanalysen von humanen Zelllinien, primären Lymphozyten (T- B-, und NK-Zellen) sowie dendritischen Zellen (PCR, RT-PCR, HLA-Klasse I und II Typisierung, KIR-Typisierung, Aufarbeitung von Blutproben, Proliferationsassays, gemischte Lymphozytenkulturen (MLC), Zytotoxizitätsassay, Transfektion von primären Lymphozyten, Durchflusszytometrie).
- In vitro Differenzierung von hämatopoietischen Stammzellen zu NK-Zellen,
- Migrationsverhalten von Monozyten und dendritischen Zellen (Migrationstests, Mikroskopie), Regulation der Produktion von Indoleamin-2,3-dioxygenase durch dendritische Zellen (Stimulation dendritischer Zellen, Nachweis derIDO-Enzymaktivität), Induktion der epithelialen-mesenchymalen Transition von Tumorzellen (Zellkultur humaner Tumorzellen, Stimulation und Stroma-cokultur der Tumorzellen, Immunhistochemie, RT-PCR).
- Experimenteller Nachweis von microRNA Zielproteinen, Überexpression von microRNAs, Einfluß von microRNAs auf die Expression eines Zielproteins

<ul style="list-style-type: none"> <li>- Entschlüsselung der DNA Methylierung: a) genomische Sequenzierung nach Bisulfitbehandlung, b) Einführung in die NimbleGen Array Analytik</li> <li>- Untersuchungen zur molekularen Pharmakologie der Glukokortikoide mittels Reporterassay</li> </ul>
<b>Lehrformen</b> Vorlesung und Praktikum, Seminar
<b>Teilnahmevoraussetzungen</b> <b>Formal:</b> Zulassung zum Masterstudiengang Molekulare Biomedizin <b>Inhaltlich:</b> Grundkenntnisse in Genetik und Zellbiologie werden vorausgesetzt.
<b>Prüfungsform</b> (1) Kompetenzbereich Wissen (70 % der Note): schriftliche Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 120 Minuten (2) Kompetenzbereich wissenschaftliches Präsentieren (30% der Note): Seminar, Erarbeitung des Stoffes, graphische Darstellung der Inhalte, Vortrag, Diskussion; Dauer: 20 Minuten
<b>Voraussetzungen für die Vergabe von Kreditpunkten</b> (1) Regelmäßige Teilnahme an den praktischen Übungen (2) Bestandene Modulabschlussprüfung (3) Seminar
<b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b> B) Immunologie, Infektiologie, Inflammation & Stammzellbiologie
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b> Keine
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch
<b>Sonstige Informationen</b> Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.

**M2540 Immunologie & Wirt-Pathogen Interaktion**

Immunology &amp; Host-pathogen interaction

**Modulverantwortliche/r**

Prof. Dr. Charlotte Esser (chesser@uni-duesseldorf.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Dr. Charlotte Esser, Prof. Dr. Stefanie Scheu, Prof. Dr. Marc Jacobsen, Dr. Daniel Degrandi, Dr. Ursula Sorg, Dr. Alexander Dilthey, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

**Modulorganisation**

Prof. Dr. Charlotte Esser (chesser@uni-duesseldorf.de)

<b>Arbeitsaufwand</b>	<b>Leistungspunkte</b>	<b>Kontaktzeit</b>	<b>Selbststudium</b>	<b>Dauer</b>
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b> Praktikum: 18 SWS Vorlesung : 2 SWS		<b>Häufigkeit des Angebots</b> Jedes Sommersemester	<b>Gruppengröße</b> 4 Studierende	

**Lernergebnisse (learning outcomes) / Kompetenzen**

Die Studierenden können die grundlegenden Konzepte sowie beteiligten Organe, Zellen und Moleküle des Immunsystems angeben. Ebenfalls können sie grundlegende und typische Methoden zur Untersuchung des Immunsystems benennen.

Sie sind in der Lage, immunologische Phänomene zu erklären und experimentelle Daten zu interpretieren. Sie können die wichtigsten physiologischen Funktionen und Fehlfunktionen des Immunsystems erklären und die experimentelle Basis, auf denen immunologische Erkenntnisse gewonnen wurden, verstehen. Die Studierenden können einzigartige Eigenschaften des Immunsystems von denen anderer Organsysteme abgrenzen und gemeinsame grundlegende biologische Prozesse systematisieren.

Sie gehen experimentell methodisch vor und sind in der Lage, Daten auszuwerten und zu interpretieren. Sie können zu einer vorgegebenen Fragestellung ein relevantes experimentelles Vorgehen entwickeln und ihre Experimente systematisch dokumentieren. Sie können verschiedene graphische Auswertungen darstellen und einsetzen.

Sie können Aufgaben aus diesem Bereich selbständig lösen und Versuchsbedingungen anpassen. Sie kennen grundlegende rechtliche Rahmenbedingungen der Laborarbeit, insbesondere im Bereich Tierschutz und Chemikaliensicherheit.

Die Studierenden können mit dem Durchflusszytometer umgehen und erwerben praktische Erfahrung mit dem Arbeiten an der sterilen Werkbank. Grundlegende molekular- und zellbiologische sowie typische immunologische Methoden, wie Western Blotting, quantitative PCR, ELISA oder Immunhistologie werden ihrem theoretischen Hintergrund nach verstanden, angewendet und korrekt eingesetzt.

**Inhalte**

theoretisches Grundlagenwissen der Immunologie; Immunotoxikologie, Immunpathologie; praktisch: Anatomie der Maus, Immunhistologie, Einführung in Zellkultur; in vitro Differenzierung von Immunzellen, Blutbilddifferenzierung, Durchflußzytometrie, Zellsortierung mit dem MACS, Toxoplasma-Infektionen, humorale Immunantwort, Zytokinmessungen, Immunisierung, Westernblotting, ELISA, Proliferationsassays u.a. (Änderungen vorbehalten)

**Lehrformen**

Vorlesung und Praktikum, Gruppenarbeit, Protokollführung, Literaturseminar.

**Teilnahmevoraussetzungen****Formal:** Zulassung zum Masterstudium**Inhaltlich:** Folgende Grundlagen sollten bekannt sein: Genetik und Molekularbiologie, Grundkenntnisse in Chemie/Biochemie werden vorausgesetzt.**Prüfungsform**

<p>(1) Kompetenzbereich Wissen (70 % der Note): mündliche Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 60 Minuten</p> <p>(2) Kompetenzbereich Dokumentation (20 % der Note): Protokoll (Themenstellung, Durchführung, Auswertung und Diskussion wissenschaftlicher Experimente); Umfang des Protokolls: circa 40 Seiten</p> <p>(3) Kompetenzbereich Wissenschaftliches Präsentieren (10% der Note): Vortrag auf Englisch (Erarbeitung des Inhalts, visuelle Darstellung der Inhalte, Vortrag, Diskussion); Dauer: 30 Minuten</p>
<p><b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b></p> <p>(1) Bestehen des Kompetenzbereichs Wissen</p> <p>(2) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum</p> <p>(3) Abgabe eines Protokolls, das den Anforderungen einer wissenschaftlichen Dokumentation entspricht</p>
<p><b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b></p> <p>B) Immunologie, Infektiologie, Inflammation &amp; Stammzellbiologie</p>
<p><b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b></p> <p>Master Biologie</p>
<p><b>Stellenwert der Note für die Endnote</b></p> <p>Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.</p>
<p><b>Unterrichtssprache</b></p> <p>Deutsch und Englisch</p>
<p><b>Sonstige Informationen</b></p> <p>Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.</p>

**M2570 Stammzellbiologie und Geweberegeneration**

Stem cell biology and tissue regeneration

**Modulverantwortliche/r**

Prof. James A. Adjaye (James.Adjaye@med.uni-duesseldorf.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Dr. James A. Adjaye, Prof. Dr. Gesine Kögler, PD Dr. Thorsten Trapp, PD Dr. Simon Santourlidis, Dr. Stefanie Liedtke, Dr. Claus Kordes, Dr. Ingo Trompeter, Dr. Johannes Fischer, Dr. Nina Graffmann, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

**Modulorganisation**ISRM: Dr. Nina Graffmann ([nina.graffmann@med.uni-duesseldorf.de](mailto:nina.graffmann@med.uni-duesseldorf.de)); ITZ: Prof. Dr. Gesine Kögler ([Gesine.Koegler@med.uni-duesseldorf.de](mailto:Gesine.Koegler@med.uni-duesseldorf.de))

Arbeitsaufwand	Leistungspunkte	Kontaktzeit	Selbststudium	Dauer
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		SS & WS		8 Studierende

**Lernergebnisse/Kompetenzen**

Die Studierenden können die grundlegenden Charakteristika von Stammzellen, ihre Herkunft und deren Rolle bei der Geweberegeneration und Tumorentstehung erläutern. Im Praktikum werden selbstständig unter Anleitung biochemische, zellbiologische, immunzytochemische und molekularbiologische Experimente durchgeführt. Die Studierenden können die, den Experimenten zugrunde liegenden Theorien erläutern und sind zum sachgerechten Umgang mit benötigten Geräten befähigt. Die Studierenden dokumentieren in regelkonformen Protokollen die Versuche, werten diese aus und diskutieren sie kritisch. Sie sind in der Lage eigene Ergebnisse und Fachliteratur in einem Vortrag zu präsentieren. Die Grundlagen bioethischen Argumentierens werden beherrscht und auf Aspekte der Stammzellmedizin angewendet.

**Lehrformen**

-Vorlesungen  
-Praktikum  
-Selbststudium mit e-learning Materialien und Fachliteratur  
-Kleingruppenunterricht mit Präsentation von Praktikumsergebnissen und aktueller Fachliteratur sowie ethischem Fallseminar

**Inhalte***Vorlesungen:*

- Grundlagen der Stammzellbiologie
- Klassifizierung, Herkunft und Charakteristika von Stammzellen (Embryonale SZ, IPSZ, Adulte SZ, Neonatale SZ, Mesenchymale SZ, Hämatopoetische SZ, SZ der Gewebe)
- Stammzellnischen
- Grundlagen der Geweberegeneration
- Tiermodelle zur Untersuchung regenerativer Prozesse
- Mechanobiologie
- Rolle der Stammzellen in der Tumorbologie
- Disease modelling
- Grundlagen Durchflusszytometrie und Zellsortierung
- Molekulare Mechanismen der Zellmigration
- Regenerative Pharmakologie
- Epigenetik von Stammzellen

- Transkriptionelle und post-transkriptionelle Regulation von Stammzellen / Grundlagen der Biologie von microRNAs
- Klinische Aspekte der Stammzelltransplantation
- Rechtliche Aspekte der Stammzellmedizin
- Bioethik

**Praktikum:**

- Isolierung von Stammzellen aus dem Blut
- Kultivierung von Zellen
- Charakterisierung der Migration von Stammzellen mittels Agarose-Invasions- und Scratch-Assay
- Wundheilungsassay
- Charakterisierung von Stammzellmarkern mittels Durchflusszytometrie
- Zellsortierung mittels FACS, Positiv- und Negativselektion von Zellen
- Stammzellen als Basis für Krankheitsmodelle
- Modulation apoptotischer Signaltransduktion durch Stammzellen
- Expressionsanalyse stammzellrelevanter Proteine durch Western Blot und Immunzytochemie (Fluoreszenzmikroskopie)
- Expressionsanalyse stammzellrelevanter Gene durch PCR
- Multipotente Differenzierung adulter und neonataler Stammzellen unter unterschiedlichen Sauerstoffbedingungen
- Charakterisierung epigenetischer Veränderungen in Stammzellen / Analyse der DNA-Methylierung
- Analyse der micro-RNA-Expression und deren Wirkung bei post-transkriptioneller Regulation in Stammzellen
- Bioinformatische Analyse
- Fluoreszenz-In-Situ-Hybridisierung zum Nachweis von Chromosomen
- Histologische Färbetechniken an regenerierendem Gewebe
- Mechanische Stimulation von Zellen zur Analyse freigesetzter Botenstoffe

**Teilnahmevoraussetzungen**

**Formal:** Zulassung zum Masterstudiengang Molekulare Biomedizin

**Inhaltlich:** Keine

**Prüfungsform**

Kompetenzbereich Wissen (50% der Note): schriftliche Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 120 Minuten

Kompetenzbereich Dokumentation (30% der Note): Protokolle (Themenstellung, Durchführung, Auswertung und Diskussion wissenschaftlicher Experimente); Umfang des Protokolls: circa 60 Seiten

Kompetenzbereich wissenschaftliches Präsentieren (20% der Note): Vortrag (Erarbeitung des Stoffes, Darstellung der Inhalte, Vortrag, Diskussion); Dauer: 20 Minuten

**Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul**

- Bestehen des Kompetenzbereichs Wissen
- Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum
- Abgabe regelkonformer Protokolle
- Präsentation eines Vortrags

**Zuordnung zum Schwerpunkt**

B) Immunologie, Infektiologie, Inflammation & Stammzellbiologie

**Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen**

Keine

**Stellenwert der Note für die Endnote**

Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein:  
M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.

**Unterrichtssprache**

Deutsch und Englisch

**Sonstige Informationen**

Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.

**M2580 Immunologische Prinzipien der Virusinfektion**

Immunological principals of viral infection

**Modulverantwortliche/r**

Prof. Philipp Lang (philipp.lang@med.uni-duesseldorf.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Philipp Lang, Prof. Jörg Timm, Prof. Ingo Drexler, Dr. Andreas Walker, Dr. Haifeng Xu, Dr. Michal Gorzkiewicz, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

**Modulorganisation**

Institut für Molekulare Medizin II (Admin\_Lang@uni-duesseldorf.de)

<b>Arbeitsaufwand</b>	<b>Leistungspunkte</b>	<b>Kontaktzeit</b>	<b>Selbststudium</b>	<b>Dauer</b>
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		Jedes Sommersemester		8 Studierende

**Lernergebnisse/Kompetenzen**

Diese Lehrveranstaltung wird das Themengebiet der Immunologie bei Virusinfektionen behandeln. Virale Infektionskrankheiten – darunter Hepatitis Viren - sind ein globales Gesundheitsproblem mit weltweit Millionen von Patienten. Die körpereigene Immunabwehr schafft es Tag für Tag den Organismus vor viralen Eindringlingen zu beschützen. In dieser Lehrveranstaltung werden unterschiedliche Mechanismen der anti-viralen Immunantwort vermittelt. Dazu gehören die Aktivierung des angeborenen Immunsystems sowie die Aktivierung der erworbenen zellulären und humoralen Immunantwort gegen Viren. Dabei werden aktuelle Untersuchungstechniken der Immunologie und Virologie in experimentellen und klinischen Situationen vermittelt. Zudem werden die im Praktikum erhobenen Daten vorgestellt.

**Lehrformen**

Vorlesung, Praktika, Seminare, Präsentationen

**Inhalte**

Vorlesung:

- Grundlagen der Laborsicherheit
- Grundlagen der Immunologie
- Aktivierung des angeborenen Immunsystems durch Viren
- Funktion von anti-viral wirkenden Zytokinen
- Funktion von B Zellen und Antikörperproduktion
- Entwicklung und Aktivierung von T-Zellen
- Effektormechanismen anti-viraler T Zellen
- Aktivierung und Funktion von NK Zellen
- Grundlagen der Virologie
- Immunevasionsmechanismen von Viren

Praktikum:

- Zellkultur, labortechnische Grundlagen

- Gewebeschnittmikroskopie von lymphatischen Organen
- Aktivierung von Zellen des angeborenen Immunsystems (z.B.: dendritische Zellen)
- Aktivierung von T-Zellen und Zytokinproduktion
- Zytokinbestimmung, Durchflusszytometrie
- Aktivierung von NK Zellen
- Biomedizinische Forschungsmethoden beim Studium viraler Infektionen
- Methoden zum direkten und indirekten Nachweis von virusspezifischen T-Zellen
- Molekularer Nachweis und Sequenzierung von Viren
- Bestimmung von Antikörpertiter und Neutralisationsassays

**Seminar:**

- Zusammenfassung und Auswertung der Ergebnisse
- Präsentation der im Praktikum erhobenen Daten

**Teilnahmevoraussetzungen****Formal:** Zulassung zum Masterstudiengang Molekulare Biomedizin**Inhaltlich:** Grundkenntnisse der Zellbiologie, Biochemie und Immunologie**Prüfungsform**

(1) Kompetenzbereich Wissen (70% der Note): Mündliche Prüfung über die Inhalte der Lehrveranstaltung; Dauer: 15 Minuten

(2) Kompetenzbereich Dokumentation (15% der Note): Darstellung der Analysen durch Fotos und Notizen, Durchführung der Experimente und deren Analysen; Umfang des Protokolls: circa 60 Seiten

(3) Kompetenzbereich wissenschaftliches Präsentieren (15% der Note): Vortrag (Erarbeitung des Inhalts, visuelle Darstellung der Inhalte, Vortrag, Diskussion); Dauer: 15 - 20 Minuten

**Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul**

(1) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum und Abgabe eines Protokolls

(2) Präsentation eines Vortrags

(3) Bestehen der mündl. Prüfung über die Inhalte des Moduls

**Zuordnung zum Schwerpunkt**

B) Immunologie, Infektiologie, Inflammation &amp; Stammzellbiologie

**Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen**

Keine

**Stellenwert der Note für die Endnote**

Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.

**Unterrichtssprache**

Deutsch und Englisch (Präsentation der Studierenden und einzelne Praktikumsteile in Englisch)

**Sonstige Informationen**

Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.

# M3510 Molekulare Biomedizin der inneren Organe

Molecular biomedicine of inner organs

## Modulverantwortliche/r

Prof. Dr. Eckhard Lammert ([lammert@uni-duesseldorf.de](mailto:lammert@uni-duesseldorf.de))

## Dozentinnen/Dozenten

Prof. Dr. Eckhard Lammert, Dr. Daniel Eberhard, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

## Modulorganisation

Dr. Daniel Eberhard ([daniel.eberhard@uni-duesseldorf.de](mailto:daniel.eberhard@uni-duesseldorf.de))

Arbeitsaufwand	Leistungspunkte	Kontaktzeit	Selbststudium	Dauer
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		Wintersemester		20 Studierende

## Lernergebnisse/Kompetenzen

Die Studierenden können die grundlegenden Konzepte der Organentwicklung, der Physiologie, Zellbiologie und Biomedizin von ausgewählten Organen (wie z. B. Pankreas und Blutgefäßen) sowie Organerkrankungen (wie z. B. Diabetes mellitus und Herzinfarkt) beschreiben, anwenden und analysieren. Die Studierenden können eigenständig gewebebiologische und zellbiologische Techniken und Experimente an biomedizinisch relevanten Organen (wie z. B. dem Herzkreislaufsystem) durchführen und planen. Die Studierenden können selbstständig und präzise mit Lichtmikroskopen, Feinwerkzeugen, ELISA, Real-Time PCR, Geldokumentationssystem sowie anderen modernen Apparaturen und Instrumenten aus dem Labor umgehen.

## Lehrformen

Vorlesung, Praktikum

## Inhalte

### Vorlesung:

Allgemeine Grundlagen der Biomedizin, der Entwicklung, Funktion und Erkrankung von inneren Organen und Geweben, der Krankheitsmodelle einiger humaner Krankheiten sowie Techniken der Gewebe- und Zellkulturen werden vermittelt.

### Praktikum:

Allgemeine Methodik zur Zellbiologie, Entwicklungsbiologie und Biomedizin der inneren Organe, Anwendung von zellbiologischen, physiologischen und biomedizinischen Forschungsmethoden zur Analyse von ausgewählten embryonalen und ausgewachsenen Organen, wie z.B. Isolierung von Embryos und Langerhans-Inseln unter dem Stereomikroskop, Anfertigung von Gefrierschnitten, Immunhistochemie, Laser Scanning Mikroskopie (LSM), Time Lapse Video Microscopy, Insulinsekretion-ELISA, Angiogenese-Assay, Westernblots, Gewebe- und Zellkultur und Bildanalyse, wird vermittelt.

## Teilnahmevoraussetzungen

**Formal:** Zulassung zum Masterstudium

**Inhaltlich:** Lesen des Skripts

## Prüfungsform

- (1) Kompetenzbereich Wissen (70% der Note): Schriftliche Prüfung (Regelfall) über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 90 Minuten
- (2) Kompetenzbereich Dokumentation (30% der Note): Anfertigung eines Protokolls (Themenstellung, Durchführung, Auswertung und Diskussion); Umfang: circa 40 Seiten

## Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul

- (1) Bestehen des Kompetenzbereichs Wissen
- (2) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum

(3) Abgabe eines Protokolls, das den Anforderungen einer wissenschaftlichen Dokumentation entspricht
(4) Halten eines Seminarvortrages über vertiefende Themen des Moduls
<b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b>
C) Metabolismus, Stoffwechsel- & Herz-Kreislaufkrankungen
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b>
Master Biologie, Master Biochemie
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b>
Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.
<b>Unterrichtssprache</b>
Englisch
<b>Sonstige Informationen</b>
Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.

**M3520** **Kardiovaskuläre Biologie**

Cardiovascular Biology

**Modulverantwortliche/r**Elvers ([margitta.elvers@uni-duesseldorf.de](mailto:margitta.elvers@uni-duesseldorf.de))**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Margitta Elvers, Dr. Lili Donner, Prof. Norbert Gerdes, Dr. Wiebke Ibing, PD Dr. Wagenhäuser, Prof. Maria Grandoch, Prof. Ulrich Flögel, Dr. Sebastian Temme

**Modulorganisation**Dr. Kim Krott und Lili Donner ([kim-juergen.krott@med.uni-duesseldorf.de](mailto:kim-juergen.krott@med.uni-duesseldorf.de); [lili.donner@med.uni-duesseldorf.de](mailto:lili.donner@med.uni-duesseldorf.de))

Arbeitsaufwand	Leistungspunkte	Kontaktzeit	Selbststudium	Dauer
420 h	14 CP	300 h	120	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		SS		8 Studierende

**Lernergebnisse/Kompetenzen**

Die Studierenden können die grundlegenden Konzepte der kardiovaskulären Biologie, Physiologie und Pathophysiologie beschreiben und analysieren. Hierzu gehören insbesondere die Unterschiede hinsichtlich Aufbau, Funktion und Regulation des arteriellen, und venösen Gefäßabschnitts sowie die Unterscheidung von Hoch- und Niederdrucksystem. Sie kennen wesentliche Mechanismen zur Regulation der Herzfunktion (Inotropie, Lusitropie, Chronotropie). Sie kennen grundlegende Methoden zur Messung der Herzfunktion und des Blutdrucks und kennen experimentelle Ansätze zur Funktionsmessung an isolierten Organen (Langendorf Präparation, isol. Aortenringe). Sie kennen Funktion und Struktur der wesentlichen Zelltypen des kardiovaskulären Systems (Kardiomyozyten, Endothel, gl. Muskelzellen, Fibroblasten, Perizyten) einschl. zirkulierender Zellen (Monozyten, Granulozyten, Lymphozyten, Thrombozyten) sowie die Grundlagen der Zell-Zell-Kommunikation. Des Weiteren sollen die Studierenden wesentliche Pathomechanismen kennen, die zu kardiovaskulärer Dysfunktion führen (Atherosklerose, Gerinnungsstörungen, kardiale Hypertrophie, Herzinsuffizienz, Herzinfarkt, Hypertonie). Insbesondere werden sie vertraut gemacht Bildgebenden Verfahren zur Messung von Herz- und Gefäßfunktion (Echokardiographie, MRI, Intravitalmikroskopie).

Die Studierenden können eigenständig grundlegende molekularbiologische, immunhistologische sowie physiologische Techniken/Experimente zur Analyse des kardiovaskulären Systems durchführen und planen. Die Studenten können Ergebnisse in Abbildungen nach wissenschaftlichen Standards darstellen und die dazu notwendigen Computer-Programme (Excel, Photoshop, Illustrator) bedienen. Die Studenten können Daten quantitativ auswerten und dabei die notwendigen statistischen Methoden anwenden. Die Studierenden können selbstständig mit Messgeräten und anderen Instrumenten aus dem Labor umgehen.

**Lehrformen**

Vorlesung, Praktikum, Seminar

**Inhalte**

Schwerpunkt des Moduls ist die praktische Ausbildung der Studierenden in Kleingruppen in den genannten Bereichen. Die theoretischen Grundlagen werden im Rahmen einer Vorlesung vermittelt. Anhand weiterführender Literatur bereiten die Studierenden Ihre Ergebnisse auf (Wertetabellen, Diagramme, statistische Analyse) und präsentieren ihre Daten im Zusammenhang mit der ausgewählten Literatur. Die Ergebnisse einschließlich Fehlerdiskussion erfolgt in der Gruppe.

**Kardiale Funktionsanalyse:** Grundlagen der Herzphysiologie inklusive Regulationsmechanismen *in vitro* und *in vivo*: isoliert perfundiertes Langendorff-Herz der Maus (druck- und volumenkonstante Perfusion, koronarer Blutfluss, Frank-Starling-Mechanismus,  $\beta$ -adrenerge Stimulation), Echokardiographie Maus (basale Funktion, kardiale Hypertrophie), Messung von Wanddicken, systolische und diastolische Ventrikelvolumina, Schlagvolumen, Ejektionsfraktion)

**Vaskuläre Funktionsanalyse:** Untersuchungen an isolierten Aortenringen, Einfluss von Vasokonstriktoren (AngiotensinII, Endothelin) und Vasodilatoren (NO; Adenosin; Prostazyklin) auf den Gefäßtonus, NO Analytik (DAF-DA, Chemolumineszenz, Griess-Reaktion). Erstellung von Konzentrations-Wirkungskurven, Kurvenanalyse,

**Kardiovaskuläre Bildgebung:** Kardiovaskuläre Bildgebung (MRT, Echo, CT); Kontrastmittel; Targeting, Kopplungsreaktionen, Antikörper und deren Derivate; Grundlegendes zu Entzündungsmechanismen. Praktischer Teil: Herstellung von „getargeten“ Kontrastmitteln PFCs; Bildgebung von Thromben; Aufnahme von Kontrastmitteln durch Zellen mittels MRT, FACS; Immunfluoreszenz; IVIS; Biolumineszenz; Echo; Biotinylierung; SDS-PAGE von Antikörpern, Nanobodies, Fab-Fragmenten etc.; Kopplung und Aufreinigung von Antikörpern

**Pathophysiologie der Atherosklerose:** Anatomie des kardiovaskulären Systems im Mausmodell mit nachfolgenden Analysen zur quantitativen und qualitativen Beurteilung der Atherosklerose. Die einzelnen Schritte umfassen (I) das Erlernen der Mausanatomie mit Dissektion von Herz, Aorta und *A. brachiocephalica* als wichtigen anatomischen Zielstrukturen zur tiefergehenden Analyse der Atherosklerose, (II) die eigenständige Präparation der Aorta zwecks nachfolgender Durchführung der Öl-Rot-O-Färbung zur quantitativen Analyse von Lipidablagerungen in *en face* Präparationen sowie (III) die Analyse der atherosklerotischen Läsionen des Aortenursprunges hinsichtlich Immunzellakkumulation (Mac2-Färbung) bzw. Plaquekomposition (Kollagenfärbung) mittels der Analysesoftware Image J sowie nachfolgende Darstellung in Abbildungsform und statistische Auswertung (GraphPad Prism Software).

**Thrombozyten/Gerinnung:** Aktivierung von Thrombozyten (Kollagen, ADP), Nachweis thrombozytärer Proteine mittels SDS PAGE und Western Blot, Bedeutung einzelner Rezeptoren auf der Thrombozyten-Oberfläche (FACS-Analyse), Thrombozyten-Aggregation, Thrombozyten-Adhäsion und Thrombusbildung, statisch und unter Flussbedingungen (unter Verwendung verschiedener Scherraten).

### Teilnahmevoraussetzungen

**Formal:** Zulassung zum Masterstudium

**Inhaltlich:** Grundkenntnisse der Molekular- und Zellbiologie und Organphysiologie

### Prüfungsform

Kompetenzbereich Wissen (50% der Note): Schriftl. Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 60 Minuten

2) Kompetenzbereich Dokumentation (35% der Note): Protokoll (Themenstellung, Durchführung, Auswertung und Diskussion wissenschaftlicher Experimente); Umfang des Protokolls: circa 50 - 80 Seiten

(3) Kompetenzbereich wissenschaftliches Präsentieren (15% der Note): Vortrag (Erarbeitung des Stoffes, graphische Darstellung der Inhalte, Vortrag, Diskussion); Dauer: 20 - 25 Minuten

### Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul

- (1) Regelmäßige Teilnahme am Praktikum und Darstellung der Experimente und Analysen
- (2) Präsentation eines Vortrages im Seminar
- (3) Bestehen des Kompetenzbereichs Wissen

<b>Zuordnung zum Studiengang/Schwerpunkt (Major- nur im Masterstudiengang)</b> Masterstudiengang Molekulare Biomedizin/ Major Physiologie
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b> entfällt
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Biologie 14/ 72 CP.
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch
<b>Sonstige Informationen</b>

# M3530 Insulinresistenz und Diabetes mellitus

Insulin resistance and Diabetes mellitus

## Modulverantwortliche/r

Prof. Dr. Hadi Al-Hasani ([hadi.al-hasani@ddz.de](mailto:hadi.al-hasani@ddz.de))

## Dozentinnen/Dozenten

Prof. Dr. Hadi Al-Hasani, Dr. Alexandra Chadt, Dr. Stefan Lehr, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

## Modulorganisation

Prof. Dr. Hadi Al-Hasani ([hadi.al-hasani@ddz.de](mailto:hadi.al-hasani@ddz.de))

Arbeitsaufwand	Leistungspunkte	Kontaktzeit	Selbststudium	Dauer
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		Wintersemester		6 Studierende

## Lernergebnisse/Kompetenzen

Die Lehrveranstaltung vermittelt umfassende Kenntnisse über die Grundlagen der Insulinwirkung und Pathomechanismen bei der Entstehung des Diabetes mellitus, insbesondere Typ-2. Dabei werden Konzepte der Krankheitsentstehung erarbeitet und wichtige Zell- und Tiermodelle der aktuellen Diabetesforschung vergleichend vorgestellt. Aktuelle experimentelle Techniken und Auswertemethoden zur Untersuchung des Glucose- und Fettstoffwechsels werden im Praktikum erlernt. Grundlagen der Transkriptom- und Pathway-Analyse werden vermittelt. Molekulare Grundlagen der Früherkennung (z.B. Biomarker) und Therapie der Erkrankung (z.B. pharmakologische Intervention, Aktivität und Ausdauertraining) sowie Gen/Lebensstil-Interaktionen und die Untersuchung komplexer Proteinsignaturen mittels Massenspektrometrischer Techniken sind wichtiger Bestandteil der Veranstaltung. Das Modul richtet sich an Interessenten, die erfolgreich in der experimentellen Diabetesforschung (Akademische Forschungsinstitute/Industrie) tätig werden möchten.

## Lehrformen

Vorlesung, Praktikum, Präsentationen

## Inhalte

### Vorlesung:

Grundlagen des Energie- und Substratstoffwechsels; Insulinabhängige Signalwege; Struktur, Funktion und Regulation von Glucose- und Fettsäuretransportern; Rab-GTPasen und die Regulierung des Proteintraffickings; Störungen in der Insulinwirkung und molekulare Pathophysiologie des Typ-2-Diabetes; Physiologie des Fettgewebes, Fettdepots, *Browning* und Thermogenese; Muskelphysiologie und molekulare Adaptation an Aktivität und Training. Intraorgan-Crosstalk in der Stoffwechselregulation (Adipokine, Myokine); *In vitro* und *in vivo* Modelle des Typ-2-Diabetes; Komplexe Genetik des Diabetes bei Maus und Mensch; Positionelle Klonierung von Diabetesgenen; Gen/Umwelt-Interaktion; Omics- und systembiologische Ansätze mit einem Schwerpunkt auf die Analyse hochkomplexer Datensätze (Proteinmassenspektrometrie); Molekulare Grundlagen neuer Therapieansätze bei Diabetes.

### Praktikum:

- Kultivierung, Differenzierung und Charakterisierung von 3T3-L1-Adipocyten und C2C12-Myotuben<sup>[L]</sup><sub>[SEP]</sub>
- Molekulare Charakterisierung des Glucose-, Lipid- und Energiestoffwechsels
- *In vitro* Muskelkontraktion und zelluläre Adaptation

- Biochemische Analyse von Signalwegen bei experimenteller Insulinresistenz
- Genotypisierung durch KASP (*Kompetitive allele specific PCR*) zur weiteren Anwendung in Kopplungsanalysen für T2D-assoziierte, quantitative Merkmale.
- Grundlagen der Transkriptom-Analyse und Nutzung biomedizinischer Datenbanken und Analyse-Tools
- Probenvorbereitung und massenspektrometrische Analyse zur Untersuchung der globalen Proteinphosphorylierung

#### Techniken:

- Zellkulturtechniken, Zelldifferenzierung
- Biochemische Analysen von Metaboliten, Fluorimetrische/ Kolorimetrische Assays
- Quantitative Proteinbestimmung, SDS-PAGE, Western Blot, Quantitative Realtime-PCR
- Zelltransfektion, siRNA knockdown und Plasmid-Überexpression
- Elektrische Stimulierung/Kontraktion von Muskelzellen *in vitro*
- Messung des zellulären Energiestoffwechsels mittels Seahorse-Technologie
- KASP-Genotypisierung
- Kopplungsanalysen mit R-Studio Software
- Signalwegs- und Netzwerkanalyse des Transkriptoms mittels ConsensusPathDB (CPDB) und Ingenuity Pathway Analysis (IPA)
- Nutzung biomedizinischer Datenbanken und Analysetools, „data mining“ (BioMart, NCBI, Ensembl)
- Proteinmassenspektrometrie (Phosphoproteomics)
- Datenanalyse hochkomplexer Datensätze (Netzwerkanalysen)

#### **Teilnahmevoraussetzungen**

**Formal:** Zulassung zum Masterstudiengang Molekulare Biomedizin

**Inhaltlich:** Grundkenntnisse der Physiologie, Biochemie und Genetik

#### **Prüfungsform**

(1) Kompetenzbereich Wissen (50% der Note): Schriftl. Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 90 Minuten

(2) Kompetenzbereich Dokumentation (30% der Note): Protokoll (Themenstellung, Durchführung, Auswertung und Diskussion wissenschaftlicher Experimente); Umfang des Protokolls: circa 30 Seiten

(3) Kompetenzbereich wissenschaftliches Präsentieren (20% der Note): Vortrag (Erarbeitung des Stoffes, graphische Darstellung der Inhalte, Vortrag, Diskussion); Dauer: 20 Minuten

#### **Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul**

1) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum

2) Präsentation eines Vortrages

3) Bestehen der Abschlussklausur bestehend aus Inhalten der Vorlesung und des Praktikums

4) Führen eines Laborbuchs

#### **Zuordnung zum Schwerpunkt**

C) Metabolismus, Stoffwechsel- & Herzkreislaufkrankungen

#### **Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen**

Keine

#### **Stellenwert der Note für die Endnote**

Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.

#### **Unterrichtssprache**

Deutsch und Englisch

**Sonstige Informationen**

Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.

<h1>M3540 Evolution und Biochemie der Organellen</h1> <p>Evolution and biochemistry of organelles</p>				
<b>Modulverantwortliche/r</b> Prof. Dr. William Martin ( <a href="mailto:bill@hhu.de">bill@hhu.de</a> )				
<b>Dozentinnen/Dozenten</b> Prof. Dr. William Martin, Dr. Verena Zimorski				
<b>Modulorganisation</b> Dr. Verena Zimorski ( <a href="mailto:zimorski@hhu.de">zimorski@hhu.de</a> )				
<b>Arbeitsaufwand</b> 420 h	<b>Leistungspunkte</b> 14 CP	<b>Kontaktzeit</b> 225 h	<b>Selbststudium</b> 195 h	<b>Dauer</b> 1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b> Vorlesung: 2 SWS Praktikum: 18 SWS		<b>Häufigkeit des Angebots</b> Wintersemester	<b>Gruppengröße</b> 2 Studierende	
<b>Lernergebnisse/Kompetenzen</b> Die Studierenden können die biochemische Kompartimentierung eukaryotischer Zellen in Cytosol und Organellen - insbesondere Mitochondrien und Hydrogenosomen - beschreiben und die biochemische Diversität dieser Organellen bei den unterschiedlichen Gruppen der Eukaryoten darstellen, interpretieren, gegenüberstellen und analysieren. Sie können den endosymbiontischen Ursprung der Organellen und die Zellkompartimentierung aus Sicht der frühen Zellevolution beschreiben und kommentieren. Die Studierenden können biochemische und molekularbiologische Arbeitsmethoden eigenständig planen, anwenden, durchführen und kritisch interpretieren. Sie können grundlegende Methoden des Zellaufschlusses, Zentrifugationstechniken, Probenvorbereitung und Durchführung verschiedener 2D-Elektrophoresetechniken, Klonierungstechniken und die heterologe und homologe Expression eukaryotischer Proteine in prokaryotischen und eukaryotischen Systemen selbstständig planen, durchführen und kritisch kommentieren.				
<b>Lehrformen</b> Vorlesung mit praktischen Übungen im Labor.				
<b>Inhalte</b> Kompartimentierung eukaryotischer Zellen. Endosymbiontischer Ursprung von Organellen. Diversität von Mitochondrien und Chloroplasten. Anwendung von proteinbiochemischen Forschungsmethoden. Anwendung von molekularbiologischen Grundtechniken. Heterologe und homologe Expression von Proteinen in Pro- und Eukaryoten. Weitere Informationen sind unter folgender Internetadresse verfügbar: <a href="https://www.molevol.hhu.de/unsere-lehre/m-modul-3540-wintersemester.html">https://www.molevol.hhu.de/unsere-lehre/m-modul-3540-wintersemester.html</a>				
<b>Teilnahmevoraussetzungen</b> <b>Formal:</b> Zulassung zum Masterstudium <b>Inhaltlich:</b> Keine				
<b>Prüfungsform</b> (1) Kompetenzbereich Wissen (50% der Note): Schriftliche Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 90 Minuten (2) Kompetenzbereich Dokumentation (50% der Note): Protokoll (schriftliche Auswertung und Diskussion wissenschaftlicher Ergebnisse); Umfang des Protokoll: circa 40 Seiten				
<b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b> (1) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Modul (2) Bestehen des Kompetenzbereichs Wissen				

(3) Abgabe eines Protokolls, das den Anforderungen einer wissenschaftlichen Dokumentation entspricht
<b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b> C) Metabolismus, Stoffwechsel- & Herz-Kreislaufkrankungen
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b> Master Biologie
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch
<b>Sonstige Informationen</b> Das Modul wird zentral vergeben. Die Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.

**M3560 Molekulare Pharmakologie und Biotechnologie**

Molecular Pharmacology and Biotechnology

**Modulverantwortliche/r**

Prof. Miriam M. Cortese-Krott (miriam.cortese@HHU.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Dr. Miriam Cortese-Krott, Prof. Ulrich Flögel, Prof. Dr. Maria Grandoch, Prof. Bodo Levkau, PD Dr. Csaba Mahotka, Prof. Joachim Schmitt, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

**Modulorganisation**

Prof. Miriam M. Cortese-Krott (miriam.cortese@HHU.de)

<b>Arbeitsaufwand</b>	<b>Leistungspunkte</b>	<b>Kontaktzeit</b>	<b>Selbststudium</b>	<b>Dauer</b>
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		Wintersemester		6 Studierende

**Lernziele/Kompetenzen**

Die Studierenden können die grundlegenden Konzepte der **molekulare Pharmakologie und Biotechnologie** beschreiben und analysieren. Hierzu gehören insbesondere Grundlagen der molekularen Pharmakologie, Wirkungsweise von Pharmaka und Biologika, Definition und Funktion molekularer Targets (Rezeptoren, Ionen-Kanäle, Enzyme, Transkriptionsfaktoren). Weitere Grundlagen sind Aufbau, Funktion und Regulation von Signalkaskaden relevant für die Regulation der Zellphysiologie (Exzitation, Kontraktion, Freisetzung von Molekülen) und deren pharmakologische Modulation sowie Grundlagen der Absorption, Verteilung und Ausscheidung von Pharmaka und Biologika. Sie kennen grundlegende Methoden zur Messung der Wirkung, Bioverfügbarkeit und Toxizität der Pharmaka/Biologika. Sie kennen experimentelle Ansätze zum Screening von pharmakologisch wirksamen Substanzen sowie die Prinzipien der Clinical Trials. Insbesondere werden sie vertraut gemacht mit bildgebenden Verfahren zur Messung von Herz- und Gefäßfunktion (Echokardiografie und MRI) und dessen pharmakologische Modulation. Die Studierenden können eigenständig grundlegende molekularbiologische, immunhistologische sowie physiologische Techniken/Experimente zur Analyse der Wirkung von Pharmaka / Biologika durchführen und planen. Die Studierenden können Ergebnisse in Abbildungen nach wissenschaftlichen Standards darstellen und die dazu notwendigen Computer-Programme (Excel, GrafPad Prism) bedienen. Die Studierenden können Daten quantitativ auswerten und dabei die notwendigen statistischen Methoden anwenden sowie selbstständig mit Messgeräten und anderen Instrumenten aus dem Labor umgehen.

**Lehrformen**

Vorlesung, Praktikum, Seminar

**Inhalte**

Schwerpunkt des Moduls ist die praktische Ausbildung der Studierenden in Kleingruppen in den genannten Bereichen. Die theoretischen Grundlagen werden im Rahmen einer Vorlesung vermittelt. Anhand weiterführender Literatur bereiten die Studierenden Ihre Ergebnisse auf (Wertetabellen, Diagramme, statistische Analyse) und präsentieren ihre Daten im Zusammenhang mit der ausgewählten Literatur. Die Ergebnisse einschließlich deren Fehlerdiskussion werden in der Gruppe besprochen.

**Stickstoffmonoxid und Vaskuläre Funktionsanalyse (Cortese-Krott):** Wirkung von Stickstoffmonoxid in kardiovaskulären System, Vasodilatoren (NO; Adenosin; Prostazyklin) auf den Gefäßtonus, NO-Analytik (DAF-DA, Chemolumineszenz, Griess-Reaktion). Erstellung

von Konzentrations-Wirkungskurven, Kurvenanalyse. Darstellung der Ergebnisse in Abbildungsform und statistische Auswertung (GraphPad Prism Software).

**Kardiovaskuläre Bildgebung und Modulation der Herzfunktion (Flögel):** Grundlagen der Herzphysiologie inklusive Regulationsmechanismen *in vitro* und *in vivo*. Kardiovaskuläre Bildgebung (MRT, Echo, CT); Kontrastmittel; Targeting, Kopplungsreaktionen, Antikörper und deren Derivate; Grundlegendes zu Entzündungsmechanismen. Praktischer Teil: Herstellung von „getargeteten“ Kontrastmitteln PFCs; Bildgebung von Thromben; Aufnahme von Kontrastmitteln durch Zellen mittels MRT, FACS; Immunfluoreszenz; IVIS; Biolumineszenz; Echo; Biotinylierung; SDS-PAGE von Antikörpern, Nanobodies, Fab-Fragmenten etc.; Kopplung und Aufreinigung von Antikörpern. Darstellung der Ergebnisse in Abbildungsform und statistische Auswertung (GraphPad Prism Software).

**Insulin Signalkaskade und Diabetes (Grandoch):** Einführung in das Thema und praktische Arbeit. Die einzelnen Schritte umfassen (1) *In vitro* Zellkultur (z.B. SMCs) mit Agonisten/Antagonisten verschiedenster Pathways (u.a. AngII) sowie Western Blots oder funktionelle Analysen wie Migration, Proliferation. *In vitro* Zellkultur von Präadipozyten und Differenzierung mittels Insulin-Cocktail, Oil Red O Färbung, mRNA Expression von Differenzierungsmarkern. *In vivo* GTTs Analyse des Insulinpathways. Darstellung der Ergebnisse in Abbildungsform und statistische Auswertung (GraphPad Prism Software).

**Pharmakologie des Sphingolipidstoffwechsels (Levkau):** Die molekularen Grundlagen von klinisch relevanten Krankheitsbildern des Sphingolipidstoffwechsels werden experimentell in verschiedenen Organsystemen und Zelltypen mit Hilfe diverser Methoden (Zellkultur, Organpräparation, Durchflusszytometrie, Genexpressionsanalysen (realtime PCR), Massenspektrometrie untersucht. Im Mittelpunkt steht dabei das bioaktive Sphingolipid Sphingosin-1-Phosphat (S1P) und dessen Regulation durch pharmakologische Intervention. Hierdurch ist es möglich therapeutische Konzepte für diverse Stoffwechselerkrankungen zu entwickeln. Darstellung der Ergebnisse in Abbildungsform und statistische Auswertung (GraphPad Prism Software).

**Cardiomyozyten Isolation und Ca<sup>++</sup> Signaling (Schmitt):** Grundlagen des adrenergen Signalings, Exzitation-Kontraktion-Coupling in Cardiomyozyten, Isolierung und Kultivierung von Cardiomyozyten und deren beta-adrenerger Stimulation mit anschließenden Western Blots von PKA-Targets; Stimulation Rezeptor-spezifisch oder Konz.-abhängig zum Erstellen von Dosis-Wirkungsbeziehungen. Funktionelle read-outs werden analysiert (z.B. kontraktile Zyklen von Cardiomyozyten oder Herzgewebe +/- Isoprotrenol). Darstellung der Ergebnisse in Abbildungsform und statistische Auswertung (GraphPad Prism Software).

#### **Teilnahmevoraussetzungen**

**Formal:** Zulassung zum Masterstudiengang Molekulare Biomedizin

**Inhaltlich:** Grundkenntnisse der Molekular- und Zellbiologie und Organphysiologie

#### **Prüfungsform**

- 1) Kompetenzbereich Wissen (70% der Note): Schriftl. Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 60 Minuten
- 2) Kompetenzbereich Dokumentation (15% der Note): Protokoll (Themenstellung, Durchführung, Auswertung und Diskussion wissenschaftlicher Experimente); Umfang des Protokolls: circa 40 Seiten
- 3) Kompetenzbereich wissenschaftliches Präsentieren (15% der Note): Vortrag (Erarbeitung des Stoffes, graphische Darstellung der Inhalte, Vortrag, Diskussion); Dauer: 10 Minuten

#### **Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul**

- (1) Regelmäßige Teilnahme am Praktikum
- (2) Präsentation eines Vortrages im Seminar

(3) Bestehen des Kompetenzbereichs Wissen, Beobachten und Dokumentieren sowie wissenschaftliches Präsentieren
<b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b> C) Metabolismus, Stoffwechsel- & Herz-Kreislaufkrankungen
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b> Keine
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch
<b>Sonstige Informationen</b> Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.

<h1>M4520 Konformation, Fehlfaltung und Aggregation von biologischen Makromolekülen: Von Alzheimer bis Parkinson</h1> <p>Conformation, misfolding and aggregation of biological macromolecules: From Alzheimer's to Parkinson's disease</p>				
<b>Modulverantwortliche/r</b> Willbold (willbold@uni-duesseldorf.de)				
<b>Dozentinnen/Dozenten</b> Prof. Dr. Dieter Willbold, Dr. Luitgard Nagel-Steger, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen				
<b>Modulorganisation</b> Dr. Luitgard Nagel-Steger ( <a href="mailto:luitgard.nagel-steger@HHU.de">luitgard.nagel-steger@HHU.de</a> )				
<b>Arbeitsaufwand</b> 420 h	<b>Leistungspunkte</b> 14 CP	<b>Kontaktzeit</b> 225 h	<b>Selbststudium</b> 195 h	<b>Dauer</b> 1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b> Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		<b>Häufigkeit des Angebots</b> Wintersemester (Semesterferien nach WS)		<b>Gruppengröße</b> 8 Studierende
<b>Lernergebnisse/Kompetenzen</b> Die Studierenden können die grundlegenden strukturellen Eigenschaften biologischer Makromoleküle aufzählen. Sie können die grundlegenden Prinzipien der im Praktikum angewandten Methoden erläutern; D. h., sie sind in der Lage, die angewandten physikalischen Gesetzmäßigkeiten bezüglich Thermodynamik, Kinetik und Spektroskopie zu erklären. Mithilfe der erworbenen Kenntnisse sind die Studierenden befähigt, die erlernten Methoden hinsichtlich ihrer Anwendbarkeit auf bestimmte biologische Fragestellungen zu bewerten, Vor- und Nachteile gegenüberzustellen und Messergebnisse kritisch zu interpretieren. Die Studierenden können selbstständig und präzise mit Messgeräten und Apparaturen aus dem Labor umgehen. Sie haben gelernt, Proben unter Berücksichtigung der jeweiligen Anforderungen für biophysikalische Messungen vorzubereiten, die Messdaten in erforderlicher Qualität und Quantität angepasst an die gerätetypischen Anforderungen aufzunehmen, unter Verwendung zur Verfügung gestellter Software auszuwerten und graphisch darzustellen. Sie können die erhaltenen Ergebnisse hinsichtlich ihrer Aussagekraft, Genauigkeit und in größeren Sinnzusammenhängen interpretieren. Die Studierenden sind in der Lage, diese erworbenen Fähigkeiten auf neue, wissenschaftliche Fragestellungen zu übertragen, d. h. selbstständig biophysikalische Experimente zu planen, durchzuführen und die Ergebnisse kritisch zu interpretieren.				
<b>Lehrformen</b> Vorlesung, Praktikum, Protokollführung, Seminar				
<b>Inhalte</b> <u>Vorlesung</u> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Grundlagen der Thermodynamik (Hauptsätze, van't Hoff-Gleichung, Langmuirsche Adsorptionsisotherme, „electrophoretic mobility shift analysis“)</li> <li>- Reaktionskinetik (Ratengleichung, Reaktionsordnung, Zeitgesetze, Arrhenius- und Eyring-Gleichung, Messmethoden)</li> <li>- Absorptions-, Fluoreszenz-, Circular dichroismus (CD)-Spektroskopie</li> <li>- Hydrodynamik</li> <li>- Fluoreszenzkorrelationsspektroskopie (FCS)</li> <li>- „Atomic force microscopy“ (AFM)</li> </ul> <u>Praktikum</u> Aufreinigung von Proteinen (Säulenchromatographie) <ul style="list-style-type: none"> <li>- Fluoreszenzmarkierung</li> <li>- Stopped-flow (Interkalation in Nukleinsäure, Proteinfaltung)</li> </ul>				

<ul style="list-style-type: none"> <li>- Protein-Konformationsumlagerung per CD</li> <li>- Bestimmung von Bindungskonstanten (Langmuir, FCS, analytische Ultrazentrifugation)</li> <li>- AFM</li> <li>- Temperaturgradienten-Gelelektrophorese und PCR</li> </ul>
<p><b>Teilnahmevoraussetzungen</b></p> <p><b>Formal:</b> Zulassung zum Masterstudium</p> <p><b>Inhaltlich:</b> Rechnen und Physik für Naturwissenschaftler, Grundkenntnisse bezüglich des Aufbaus biologischer Makromoleküle</p>
<p><b>Prüfungsform</b></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1. Kompetenzbereich Wissen (70% der Note): mündliche Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 30 Minuten</li> <li>2. Kompetenzbereich Dokumentation (20% der Note): Protokoll (Auswertung und Diskussion wissenschaftlicher Experimente); Umfang des Protokolls: circa 60 Seiten</li> <li>3. Kompetenzbereich wissenschaftliches Präsentieren (10% der Note): Vortrag (Erarbeitung des Stoffes, graphische Darstellung der Inhalte, Vortrag, Diskussion); Dauer: 20 Minuten</li> </ol>
<p><b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>(1) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum</li> <li>(2) Bestehen des Kompetenzbereichs Wissen</li> <li>(3) Abgabe eines Protokolls, das den Anforderungen einer wissenschaftlichen Dokumentation entspricht</li> </ol>
<p><b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b></p> <p>D) Bioinformatik, Struktur &amp; Diagnostik</p>
<p><b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b></p> <p>Master Biologie, Master Biochemie</p>
<p><b>Stellenwert der Note für die Endnote</b></p> <p>Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.</p>
<p><b>Unterrichtssprache</b></p> <p>Deutsch und Englisch (Originalarbeiten für Seminar in Englisch)</p>
<p><b>Sonstige Informationen</b></p> <p>Das Modul wird zentral vergeben.</p>

**M4530 Strukturbiologie: Faltung, Fehlfaltung und Aggregation in Hochauflösung**

Structural biology: folding, misfolding and aggregation at high resolution

**Modulverantwortliche/r**

Prof. Dr. Dieter Willbold (dieter.willbold@uni-duesseldorf.de); Prof. Dr. Henrike Heise (henrike.heise@hhu.de), Prof. Dr. C. Sachse (c.sachse@fz-juelich.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Dr. M. Stoldt, Prof. Dr. Dieter Willbold, Prof. Dr. H. Heise, Prof. Dr. C. Sachse

**Modulorganisation**Dr. Matthias Stoldt ([m.stoldt@fz-juelich.de](mailto:m.stoldt@fz-juelich.de))

Arbeitsaufwand	Leistungspunkte	Kontaktzeit	Selbststudium	Dauer
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		Sommersemester		8 Studierende

**Lernergebnisse/Kompetenzen**

Die Studierenden können die Prinzipien und die grundlegenden Konzepte von strukturbiologischen, biophysikalischen Methoden (NMR-Spektroskopie in flüssiger und fester Phase und mit Kryo-Elektronenmikroskopie inklusive Proteinprobenpräparation) erklären, einschätzen und auf biologische Systeme mit Fokus auf fehlfaltende Proteine anwenden.

**Lehrformen**

Vorlesung, Praktikum, Protokollführung, Anfertigung von Seminarvorträgen

**Inhalte**

Im Mittelpunkt des Moduls steht die Untersuchung von amyloidogenen Proteinen mittels NMR-Spektroskopie und Kryo-EM sowie die Präparation der dafür notwendigen Proben.

- Präparation von Proteinproben für die NMR-Spektroskopie: heterologe Expression von (Fusions-)Proteinen in isopenangereicherten ( $^{13}\text{C}$ ,  $^{15}\text{N}$ ) Medien. Proteinreinigung im mg-Maßstab.

- Flüssig-NMR: Allgemeine Grundlagen der NMR-Spektroskopie, Anwendung der NMR-Sp. in biologischen Fragestellungen.

Zur Einführung: Aufnahme von 1D Experimenten (Ethanol, Aminosäuren, Proteine), Prozessierung und Auswertung der Spektren. Vom 1D zum 2D-Experiment, Prinzip der indirekten Dimension, homonukleare und heteronukleare Experimente.

Vergleich von NMR-Spektren von globulär gefalteten Proteinen und von intrinsisch unstrukturierten Proteinen.

Grundlagen und Aufnahme von 3D Tripelresonanzexperimenten, Zuordnungsstrategie, (Beispiele: HNCACB, HNCO). Rückgrat-Zuordnung; Zuordnung von 3D NOE-Spektren, Extraktion von strukurbestimmenden Parametern; weitere experimentelle Daten für die Strukturberechnung, Moleküldynamik, Strategie des "simulated annealing", Beispiel-Strukturberechnung, Qualitätsparameter.

Visualisierung von Proteinstrukturen & -komplexen, Sekundärstruktur, hydrophober Kern, Tertiärkontakte, elektrostatisches Potential.

- Festkörper-NMR: Allgemeine Grundlagen der Festkörper-NMR-Spektroskopie, Fragestellungen, die mit dieser Methode bearbeitet werden können, Verschiedene Methoden, trotz anisotroper Linienverbreiterung hohe Auflösung zu erreichen: Magic Angle Spinning und makroskopische Orientierung. Strukturinformationen im Festkörper: Torsionswinkel, dipolare Kopplungen und chemische Verschiebungsanisotropie. Simulationssoftware: SIMPSON und MATLAB, Analysesoftware: nmrPipe, nmrDraw, CCPN.

Untersuchungsobjekte: einzelne Aminosäuren in fester Phase und kleinere Modellpeptide..

<p>- Kryo-EM: Strategie der Probenvorbereitung, Negativkontrastfärbung von Proteinproben mit anschließender Visualisierung im Elektronenmikroskop, Präparation von Kryo-Proben durch Plunge-Freezer und Kryo-Mikroskopie</p> <p>Grundlagen der Bildbearbeitung, Fourier Transformation und Bildentstehung im Elektronenmikroskop</p> <p>Bildbearbeitung der molekularen Bilder von Kryomikrographen, Analyse der Bilder und Partikelauswahl und 2D Klassifizierung</p> <p>3D Bildrekonstruktion und Klassifikation, Strukturinterpretation von Kryo-EM Dichten mit Hilfe von atomaren Modellen</p>
<p><b>Teilnahmevoraussetzungen</b></p> <p><b>Formal:</b> Zulassung zum Masterstudiengang</p> <p><b>Inhaltlich:</b> Grundkenntnisse in Physikalischer Chemie und Grundlagen der Biochemie werden vorausgesetzt. Interesse an Strukturbiologie und physikalisch-chemischen Zusammenhängen ist erforderlich.</p>
<p><b>Prüfungsform</b></p> <p>(1) Kompetenzbereich Wissen (65 % der Note): schriftliche Prüfung (Regelfall) über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 60 Minuten</p> <p>(2) Kompetenzbereich Dokumentation (20 % der Note): Protokoll (Themenstellung, Durchführung, Auswertung und Diskussion wissenschaftlicher Experimente); Umfang: circa 60 Seiten</p> <p>(3) Kompetenzbereich wissenschaftliches Präsentieren (15 % der Note): Seminarvortrag (Erarbeitung des Stoffes, graphische Darstellung der Inhalte, Vortrag, Diskussion); Dauer: 20 Minuten</p>
<p><b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b></p> <p>(1) Bestehen des Kompetenzbereichs Wissen</p> <p>(2) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Praktikum</p> <p>(3) Abgabe eines Protokolls, das den Anforderungen einer wissenschaftlichen Dokumentation entspricht</p> <p>(4) Halten eines Seminarvortrags, der den Minimalstandards genügt</p>
<p><b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b></p> <p>D) Bioinformatik, Struktur &amp; Diagnostik</p>
<p><b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b></p> <p>Master Biologie, M.Sc. Biology International</p>
<p><b>Stellenwert der Note für die Endnote</b></p> <p>Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/ 72 CP.</p>
<p><b>Unterrichtssprache</b></p> <p>Deutsch</p>
<p><b>Sonstige Informationen</b></p> <p>Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht. Das Modul findet im Forschungszentrum Jülich statt (es verkehrt ein Shuttlebus zwischen dem Campus der HHU Düsseldorf und dem FZ Jülich)</p>

**M4540 Molekulare Diagnostik**

Molecular diagnostics

**Modulverantwortlicher**

Priv.-Doz. Dr. Csaba Mahotka (mahotka@med.uni-duesseldorf.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Dr. Arndt Borkhardt, Prof. Margitta Elvers, Dr. Diran Herebian, Dr. Till Hoffmann, PD Dr. Csaba Mahotka, Prof. Klaus Pfeffer, Prof. Kai Stühler, Prof. Jörg Timm, Dr. Thorsten Trapp, Prof. Dagmar Wieczorek, weitere Dozent/inn/en und Mitarbeiter/innen

**Modulorganisation**PD Dr. Csaba Mahotka ([mahotka@med.uni-duesseldorf.de](mailto:mahotka@med.uni-duesseldorf.de))

Arbeitsaufwand	Leistungspunkte	Kontaktzeit	Selbststudium	Dauer
420 h	14 CP	203 h	217 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 16 SWS Vorlesung: 2 SWS		Wintersemester		6 Studierende

**Lernergebnisse/Kompetenzen**

Das Praktikum wendet sich an Studierende, die eine Tätigkeit, Berufs-Qualifizierung und ggf. unternehmerische Entwicklung in der medizinischen Labordiagnostik anstreben. Die Studierenden lernen die kompetente Anwendung und Interpretation diagnostische Analysegänge. Durch Praktika in den verschiedenen labordiagnostischen Instituten und Laboreinheiten des UKD wird ein umfassender Überblick über die praktische Anwendung molekularer Analytik in relevanten Bereichen der medizinischen Diagnostik geboten. Die Studierenden erhalten unmittelbaren Einblick in die praktische Durchführung molekular-diagnostischer Analysegänge und Strategien. Die Begleitvorlesung bereitet den jeweils zugehörigen theoretischen Hintergrund auf und leitet zu einem sinnvollen vertiefenden Eigenstudium über. Es wird ein Bewusstsein und eine konkrete Vorstellung über verschiedene Berufsbilder im Bereich der angewandten Biomedizin einschließlich der selbständigen Unternehmensgründung herbeigeführt, anhand dessen eine weiterführende Karriereplanung in Aussicht genommen werden kann.

**Lehrformen**

Vorlesung mit interaktiven Anteilen und direktem Praktikumsbezug  
Selbststudium mit online-Materialien, Skripten, Übersichtsartikeln und Lehrbüchern  
Betreutes Laborpraktikum in Kleingruppen

**Inhalte**

- 1. Proteomik:** SRM-Analyse von Biomarkerproteinen in Liquor
- 2. Tumordiagnostik:** a.) NGS basierte Diagnostik pädiatrischer Tumore als Grundlage der individualisierten Tumorthherapie; b.) In vivo Modelle zur Aufklärung der Ätiopathogenese pädiatrischer Neoplasien; c.) Begleitdiagnostik zelluläre Therapieverfahren in der (Kinder-) Onkologie.
- 3. Stoffwechsel:** a.) Acylcarnitinprofile aus Trockenblutkarten: (Extraktion, Derivatisierung, Massenspektrometrie, Beurteilung der Ergebnisse); b.) Aminosäurenprofil aus Plasma/Trockenblutkarten (Extraktion, Derivatisierung, Massenspektrometrie, Beurteilung der Ergebnisse); c.) Bestimmung von Orotsäure im Urin mittels HPLC-UV.
- 4. Blutgerinnung:** a.) Hämophilie als Naturmodell ('vom Gendefekt zur Gerinnungsfaktor-Defizienz'); b.) Molekulare Grundlagen der spezifischen Hämotherapie; c.) Molekulare Diagnostik bei Allo- und Autoimmunphänomenen (z.B. Hämophilie).
- 5. Thrombozytenfunktion:** a.) Globale und Screening Tests aus Vollblut; b.) Laboruntersuchungen bei Thrombozytopenie; c.) Erkennen von Thrombozytenfunktionsstörungen; d.) Glanzmann Thrombasthenie als Beispiel für eine angeborene Thrombozytenfunktionsstörung.

<p><b>6. Humangenetik:</b> Diagnostik seltener Erbkrankheiten.</p> <p><b>7. Transplantationsdiagnostik:</b> a.) . HLA-Diagnostik; b.) Zelltypisierung mittels Durchflusszytometrie; c.) Ethische Aspekte diagnostischen Handelns und der Transplantationsmedizin</p> <p><b>8. Molekulare Pathologie:</b> Tumordiagnostik mittels Mutationsanalysen (KRas/NRas, BRaf und EGFR), Histochemie.</p> <p><b>9. Labormedizin:</b> a.) Theoretische Grundlagen der medizinischen Labordiagnostik; b.) Autoimmundiagnostik; c.) geno-toxikologische Diagnostik; d.) Hämatologie.</p> <p><b>10. Virologie:</b> Molekulare und phänotypische Resistenztestung von Viren: a.) Molekulare Resistenztestung von HIV und HCV; b.) Phänotypische Resistenztestung von CMV</p> <p><b>11. Bakteriologie:</b> Phänotypisierung und Resistenzbestimmung von bakteriellen Krankheitserregern.</p> <p><b>12. Biotechnologie:</b> Existenzgründung im BioTech-Bereich, Prinzipien und Möglichkeiten.</p>
<p><b>Teilnahmevoraussetzungen</b></p> <p><b>Formal:</b> Zulassung zum Masterstudiengang Molekulare Biomedizin</p> <p><b>Inhaltlich:</b> Grundkenntnisse der gängigen molekularbiologischen und biochemischen Analysetechniken; allgemeine Kenntnisse der Biochemie, Zellbiologie, Genetik; Interesse an medizinischer Diagnostik und ggf. eine Berufsabsicht in dieser Richtung.</p>
<p><b>Prüfungsform</b></p> <p>(1) Kompetenzbereich Wissen (80 % der Note): schriftliche oder mündliche Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 120 Minuten</p> <p>(2) Kompetenzbereich wissenschaftliches Präsentieren (20 % der Note): Seminarvortrag (Erarbeitung des Stoffes, graphische Darstellung der Inhalte, Vortrag, Diskussion); Dauer: 30 Minuten</p>
<p><b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b></p> <p>(1) Erfolgreiches Eigenstudium</p> <p>(2) Erfolgreiche Teilnahme am Praktikum</p> <p>(3) Bestehen der Modulabschlussprüfung</p>
<p><b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b></p> <p>D) Bioinformatik, Struktur &amp; Diagnostik</p>
<p><b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b></p> <p>Keine</p>
<p><b>Stellenwert der Note für die Endnote</b></p> <p>Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.</p>
<p><b>Unterrichtssprache</b></p> <p>Deutsch</p>
<p><b>Sonstige Informationen</b></p> <p>Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.</p>

**M4560 Genomanalyse in biomedizinischer Forschung**

Genome analysis in biomedical research

**Modulverantwortliche/r**

Prof. Martin Lercher (martin.lercher@hhu.de) / Prof. William Martin (william.martin@hhu.de)

**Dozentinnen/Dozenten**

Prof. Alexander Dilthey, Prof. Tobias Marschall, Prof. William Martin, Dr. Mayo Röttger

**Modulorganisation**Dr. Mayo Röttger ([mayo.roettger@hhu.de](mailto:mayo.roettger@hhu.de))

<b>Arbeitsaufwand</b>	<b>Leistungspunkte</b>	<b>Kontaktzeit</b>	<b>Selbststudium</b>	<b>Dauer</b>
420 h	14 CP	225 h	195 h	1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b>		<b>Gruppengröße</b>
Praktikum: 18 SWS Vorlesung: 2 SWS		Sommersemester		20 Studierende

**Lernergebnisse/Kompetenzen**

Die Studierenden können wichtige Algorithmen der molekularen Sequenzanalyse nennen und ihren theoretischen Hintergrund beschreiben. Verfahren wie Sequenzsuche, Alignment, Clustering, sowie phylogenetische Rekonstruktion werden im Detail verstanden und verschiedene Lösungen dieser Probleme können einander gegenübergestellt und die jeweiligen Vor- und Nachteile, sowie die Grenzen der Verfahren erläutert werden.

Arbeitsabläufe zur Lösung bioinformatischer Probleme können erarbeitet, mit Hilfe einer erlernten Programmiersprache selbständig implementiert und die Lösungen kritisch kommentiert werden. Die Studierenden sind in der Lage, komplexe Problemstellungen in Teilprobleme zu zerlegen und in Gruppenarbeit zu lösen.

Die Studierenden verstehen den gezielten Einsatz bioinformatischer Methoden zur Lösung von Problemen der biomedizinischen Forschungspraxis (SARS-COV-2 Surveillance).

Die Kursteilnehmer kennen zahlreiche biologische Datenbanken. Sie wissen, wie gezielte Suchanfragen gestellt werden und können diese mit Hilfe der bereitgestellten Programmierschnittstellen bei Bedarf auch automatisieren. Die Suchergebnisse können interpretiert und ihre Relevanz eingeschätzt werden.

Die Kursteilnehmer erlernen die Programmiersprache Python und kennen alle wesentlichen Befehle und Datenstrukturen, inklusive hilfreicher Module zur statistischen Analyse von biologischen und biomedizinischen Daten und ihrer ansprechenden graphischen Darstellung. Sie können die erlernten Techniken jederzeit dynamisch an die im stetigen Wandel befindlichen Methoden der Forschung anpassen.

Die Studierenden sind in der Lage, große Datenmengen zu analysieren, relevante Informationen zu extrahieren und für nachfolgende Analyseschritte aufzubereiten. Wiederkehrende Arbeitsabläufe können automatisiert werden.

Die in der Forschung angewendeten Verfahren können professionell und im Detail in Jupyter Notebooks innerhalb der flexiblen Jupyter Lab-Umgebung dokumentiert werden.

Die erlernten Verfahren und Programmierfähigkeiten werden an Beispielen aus der biologischen und biomedizinischen Forschung angewendet.

Sie lernen ein wissenschaftliche Publikation zu referieren.

<p><b>Lehrformen</b> Vorlesung oder seminaristischer Unterricht mit praktischen Übungen und Seminar. Der Kurs kann je nach aktueller Situation auch ohne Einschränkungen online durchgeführt werden.</p>
<p><b>Inhalte</b> Untersuchungen zu Fragestellungen der biomedizinischen Forschung mit Hilfe der Programmiersprache Python Genomische SARS-COV-2 Surveillance Bedienung und Arbeitsweise von Programmen und Programmpaketen zur Analyse molekularer Sequenzdaten (BLAST, Alignment, phylogenetische Stammbäume und Netzwerke, Bootstrapping, Clustering) Biologische Datenbanken und Verwendung bereitgestellter Programmierschnittstellen „Big data“-Analyse mit Hilfe der Programmiersprache Python Einführung in die Programmiersprache Python (Syntax, Datenstrukturen, Kontrollstrukturen, strukturierte Programmierung), sowie Zusatzmodule für computergestützte Molekularbiologie und wissenschaftliches Rechnen (Biopython, NumPy, SciPy, pandas). JupyterLab und Jupyter Notebooks Kurzeinführung in das Betriebssystem Linux Der Kurs vermittelt sowohl theoretische Hintergrundinformationen als auch praktische Fähigkeiten. Die Studierenden führen praktische Übungen durch und diskutieren die Ergebnisse. Weitere Informationen sind unter folgender Internetseite verfügbar: <a href="https://www.molevol.hhu.de/unsere-lehre/m-modul-4510-sommer-und-wintersemester.html">https://www.molevol.hhu.de/unsere-lehre/m-modul-4510-sommer-und-wintersemester.html</a></p>
<p><b>Teilnahmevoraussetzungen</b> <b>Formal:</b> Zulassung zum Studium <b>Inhaltlich:</b> Keine</p>
<p><b>Prüfungsform</b> (1) Kompetenzbereich Wissen (50% der Note): schriftliche Prüfung über die Inhalte der Vorlesung und des Praktikums; Dauer: 60 Minuten (2) Kompetenzbereich Anwendung des erworbenen Wissens (50% der Note): Absolvierung praktischer Aufgaben; Dauer: 120 Minuten</p>
<p><b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b> (1) Regelmäßige und aktive Teilnahme am Modul (2) Bestehen des Kompetenzbereichs Wissen (3) Bestehen des Kompetenzbereichs Anwendung des erworbenen Wissens (4) Regelmäßige Teilnahme am Seminar und Halten eines Vortrages</p>
<p><b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b> D) Bioinformatik, Struktur &amp; Diagnostik</p>
<p><b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b> Master Biologie</p>
<p><b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) prozentual in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 14/72 CP.</p>
<p><b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch</p>
<p><b>Sonstige Informationen</b> Das Modul wird zentral vergeben. Anwesenheit bei der Vorbesprechung ist Pflicht.</p>

<b>7000 Zusatzqualifikationen (Wahlpflicht)</b> Additional Qualifications (compulsory elective)				
<b>Modulverantwortliche/r</b> Prof. Sebastian Wesselborg (sebastian.wesselborg@uni-duesseldorf.de)				
<b>Dozentinnen/Dozenten</b> diverse				
<b>Modulorganisation</b> Annette Eder-Martin ( <a href="mailto:Mol-Biomed@HHU.de">Mol-Biomed@HHU.de</a> )				
<b>Arbeitsaufwand</b> 300 h	<b>Leistungspunkte</b> 10 CP	<b>Kontaktzeit</b> verschieden	<b>Selbststudium</b> verschieden	<b>Dauer</b> 1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b> Diverse frei wählbare Lehrveranstaltungen aller Fakultäten und Einrichtungen der HHU		<b>Häufigkeit des Angebots</b> Jedes Semester	<b>Gruppengröße</b> divers	
<b>Lernergebnisse/Kompetenzen</b> Die Studierenden erwerben je nach Bedarf zusätzliche Qualifikationen in der Höhe von 10 Kreditpunkten (10 CP) in Abhängigkeit von den gewählten Lehrveranstaltungen. Sie sind in der Lage, sich in das jeweilige Themengebiet einzuarbeiten, die individuell gewählten Inhalte des Moduls wiederzugeben, ihre getroffene Wahl zu begründen und eine schriftliche Reflexion zu verfassen.				
<b>Lehrformen</b> Diverse Lehrformen in Abhängigkeit von der Wahl der Lehrveranstaltungen				
<b>Inhalte</b> Diverse Inhalte in Abhängigkeit von der Wahl der Lehrveranstaltungen.				
<b>Teilnahmevoraussetzungen</b> <b>Formal:</b> Zulassung zum Masterstudiengang <b>Inhaltlich:</b>				
<b>Prüfungsform</b> Schriftliche Reflexion, unbenotet; Umfang: 2 Seiten				
<b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b> Abgabe einer schriftlichen Reflexion bei Modulorganisation (E-Mail: mol-biomed@HHU.de)				
<b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b> Pflichtmodul				
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b>				
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Das Modul ist unbenotet.				
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch				
<b>Sonstige Informationen</b> Beispiele an Zusatzqualifikationen: Tierversuchskunde-Kurs mit Erwerb FELASA-B-Zertifikat: 6 CP, Anmeldung bei Koordination ( <a href="mailto:Mol-Biomed@HHU.de">Mol-Biomed@HHU.de</a> ); Laborrotation: 1 bis maximal 6 Wochen Aufenthalt pro Labor (1,5 CP pro Woche); Alle Angebote der Studierendenakademie, Belegung über <a href="#">LSF</a> unter „Veranstungsverzeichnis/Studierendenakademie“; Vorlesungen: 15 Vorlesungstermine à 45 Minuten = 1 CP (Teilnahmenachweis erforderlich); Seminare: CP gemäß Teilnahmenachweis; weitere Information in ILIAS im Ordner „Zusatzqualifikationen“.				

<b>5500 Projektpraktikum (Pflicht)</b> Practical internship (compulsory)				
<b>Modulverantwortliche</b> Alle prüfungsberechtigten Dozent/inn/en des Masterstudiengangs Molekulare Biomedizin				
<b>Dozentinnen/Dozenten</b> Alle prüfungsberechtigten Dozent/inn/en des Masterstudiengangs Molekulare Biomedizin				
<b>Modulorganisation</b>				
<b>Arbeitsaufwand</b> 600 h	<b>Leistungspunkte</b> 20 CP	<b>Kontaktzeit</b>	<b>Selbststudium</b>	<b>Dauer</b> 1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b> Forschungspraktikum		<b>Häufigkeit des Angebots</b> Jedes Semester		<b>Gruppengröße</b> 1 Studierender
<b>Lernergebnisse / Kompetenzen</b> Projektpraktika sind ein 12 Wochen dauerndes, ganztägiges Forschungspraktikum und dienen der Veranschaulichung der Forschungstätigkeiten in den Arbeitsgruppen. Dabei werden die Studierenden mit einem spezifischen Projekt betraut, an dem sie unter individueller Betreuung arbeiten. Dies kann auch eine Vorbereitung auf ein mögliches Masterarbeitsthema sein. Projektpraktika sind ein idealer Zeitpunkt für einen Auslandsaufenthalt.				
<b>Lehrformen</b> Forschungspraktikum				
<b>Inhalte</b> Abhängig vom Institut bzw. der Arbeitsgruppe.				
<b>Teilnahmevoraussetzungen</b> Zulassung zum Masterstudiengang und abhängig vom Institut bzw. der Arbeitsgruppe				
<b>Prüfungsform</b> Unbenotetes Kolloquium (Präsentation der Versuchsergebnisse und abschließende wiss. Diskussion); Dauer: 30 Minuten				
<b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b> Regelmäßige Teilnahme am Forschungspraktikum, Protokollabgabe und bestandene Modulabschlussprüfung				
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b>				
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Das Modul wird nicht benotet.				
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch				
<b>Sonstige Informationen</b> Anmeldung direkt bei den Instituten bzw. Arbeitsgruppen; weitere Informationen in ILIAS im Ordner „Projektpraktikum“ verfügbar				

<b>5600 Pilotarbeit (Pflicht)</b> Pilot thesis (compulsory)				
<b>Modulverantwortliche</b> Alle prüfungsberechtigten Dozenten/inn/en des Masterstudiengangs Molekulare Biomedizin				
<b>Dozentinnen/Dozenten</b> Alle prüfungsberechtigten Dozenten/inn/en des Masterstudiengangs Molekulare Biomedizin				
<b>Modulorganisation</b> Alle prüfungsberechtigten Dozenten/innen des Masterstudiengang Molekulare Biomedizin				
<b>Arbeitsaufwand</b> 300 h	<b>Leistungspunkte</b> 10 CP	<b>Kontaktzeit</b>	<b>Selbststudium</b>	<b>Dauer</b> 1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b> Forschungspraktikum Seminar		<b>Häufigkeit des Angebots</b> Jedes Semester		<b>Gruppengröße</b> 1 Studierende/r
<b>Lernergebnisse / Kompetenzen</b> Die Pilotarbeit dient als Vorlauf für die Masterarbeit, an deren Ende ein Konzept (Projektskizze) für die Durchführung der Masterarbeit erstellt wird. Die Studierenden absolvieren eine 8 Wochen dauernde Laborphase mit einer verpflichtenden Teilnahme an den Instituts-/Gruppenseminaren. Die Studierenden sollen nach dem Modul in der Lage sein, eigenständig eine experimentelle Master-Arbeit durchzuführen.				
<b>Lehrformen</b> Forschungspraktikum, Projektskizze für die Masterarbeit				
<b>Inhalte</b> Abhängig vom Institut bzw. der Arbeitsgruppe.				
<b>Teilnahmevoraussetzungen</b> Zulassung zum Masterstudiengang und abhängig vom Institut bzw. der Arbeitsgruppe				
<b>Prüfungsform</b> Unbenotetes Kolloquium (Präsentation der Versuchsergebnisse und der Projektskizze für anstehende Masterarbeit sowie abschließende wiss. Diskussion); Dauer: 30 Minuten				
<b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b> Teilnahme am Institutsseminar, Präsentation der eigenen Ergebnisse/Daten innerhalb des Seminars und eine abschließende schriftliche Projektskizze zur anstehenden Masterarbeit				
<b>Zuordnung zum Studiengang</b> Master-Studiengang Molekulare Biomedizin				
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b>				
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Das Modul wird nicht benotet.				
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch				
<b>Sonstige Informationen</b> Anmeldung direkt bei den Instituten bzw. Arbeitsgruppen; weitere Informationen in ILIAS im Ordner „Pilotarbeit“ verfügbar				

<b>6000 Masterarbeit (Pflicht)</b> Master's thesis (compulsory)				
<b>Modulverantwortliche</b> Alle prüfungsberechtigten Dozenten/inn/en des Masterstudiengangs Molekulare Biomedizin				
<b>Dozentinnen/Dozenten</b> Alle prüfungsberechtigten Dozenten/inn/en des Masterstudiengangs Molekulare Biomedizin				
<b>Modulorganisation</b>				
<b>Arbeitsaufwand</b> 900 h	<b>Leistungspunkte</b> 30 CP	<b>Kontaktzeit</b>	<b>Selbststudium</b>	<b>Dauer</b> 1 Semester
<b>Lehrveranstaltungen</b>		<b>Häufigkeit des Angebots</b> Jedes Semester		<b>Gruppengröße</b> 1 Studierende/r
<b>Lernergebnisse / Kompetenzen</b> Die Masterarbeit soll zeigen, dass der Prüfling in der Lage ist, eine wissenschaftliche Fragestellung von signifikantem Neuheitswert auf dem Gebiet der molekularen Biomedizin selbständig mit wissenschaftlichen Methoden innerhalb einer definierten Zeitspanne zu bearbeiten.				
<b>Lehrformen</b> Selbstständige praktische Forschungsarbeit, Fortschrittsberichte/-vorträge, Abschlussarbeit, Abschlussvortrag (Kolloquium)				
<b>Inhalte</b> Die Masterarbeit ist eine 6-monatige experimentelle Arbeit auf dem Gebiet der molekularen Biomedizin; Abhängig vom Institut bzw. der Arbeitsgruppe				
<b>Teilnahmevoraussetzungen</b> <b>Formal:</b> Die Masterarbeit kann erst angemeldet werden, wenn 80 CP erreicht wurden. <b>Inhaltlich:</b> Abhängig vom Institut bzw. der Arbeitsgruppe				
<b>Prüfungsform</b> Schriftliche Ausarbeitung der experimentellen Ergebnisse (Masterarbeit, 100% der Note); Umfang: maximal 80 Seiten Kolloquium (unbenotet); Dauer: 30 Minuten				
<b>Voraussetzungen für die Vergabe der Leistungspunkte für dieses Modul</b> (1) Fristgerechte Abgabe der Masterarbeit (2) Kolloquium				
<b>Zuordnung zum Schwerpunkt</b>				
<b>Verwendung des Moduls in anderen Studiengängen</b>				
<b>Stellenwert der Note für die Endnote</b> Die Note fließt entsprechend der Leistungspunkte (CP) gewichtet in die Gesamtnote ein: M.Sc. Molekulare Biomedizin 30/72 CP.				
<b>Unterrichtssprache</b> Deutsch und Englisch				
<b>Sonstige Informationen</b> Anmeldung direkt bei den Instituten bzw. Arbeitsgruppen; weitere Informationen in ILIAS im Ordner „Masterarbeit“				