



UNIVERSITÀ DI PISA

BIOLOGIA MOLECOLARE, BIOCHIMICA CLINICA E METODOLOGIE ANALITICHE

GIUSEPPE DANIELE

Academic year

2019/20

Course

TECNICHE DI LABORATORIO
BIOMEDICO (ABILITANTE ALLA
PROFESSIONE SANITARIA DI
TECNICO DI LABORATORIO
BIOMEDICO)

Code

017FE

Credits

9

Modules	Area	Type	Hours	Teacher(s)
Biochimica clinica	BIO/12	LEZIONI	24	GIUSEPPE DANIELE
Biologia Molecolare	BIO/11	LEZIONI	24	SIMONA PIAGGI
Metodologie e tecniche analitiche in biochimica clinica	MED/46	LEZIONI	24	ANTONELLA ROSELLINI

Obiettivi di apprendimento

Conoscenze

Lo studente avrà acquisito conoscenze sulla realtà del laboratorio dal punto di vista organizzativo e soprattutto in merito all'operatività. Verranno approfonditi i principi che stanno alla base dei test di laboratorio impiegati in biochimica clinica.
Biologia molecolare: lo studente avrà acquisito le conoscenze di base sulla struttura, funzione e manipolazione degli acidi nucleici

Modalità di verifica delle conoscenze

La verifica delle conoscenze sarà oggetto della valutazione dell'elaborato scritto previsto in sede d'esame.

Capacità

lo studente sarà in grado di comprendere i principi che stanno alla base dei test eseguiti in laboratorio ed individuare eventuali azioni correttive per risoluzione delle problematiche.

Modalità di verifica delle capacità

La verifica delle capacità avverrà in aula con attraverso un confronto diretto tra docente e studenti.
Tale verifica sarà occasione per chiarire eventuali dubbi e risolvere criticità.

Comportamenti

Lo studente potrà acquisire conoscenze sulle principi che stanno alla base dei test eseguiti in laboratorio di biochimica clinica e biologia molecolare. Sviluppare consapevolezza per risoluzione di problematiche inerenti il corretto svolgimento del proprio lavoro ed attendibilità dei risultati prodotti.

Modalità di verifica dei comportamenti

La verifica dei comportamenti avverrà in aula con attraverso un confronto diretto tra docente e studenti.
Tale verifica sarà occasione per chiarire eventuali dubbi e risolvere criticità.

Prerequisiti (conoscenze iniziali)

Per seguire il corso non è necessaria alcuna conoscenza iniziale.



UNIVERSITÀ DI PISA

Indicazioni metodologiche

Lezioni frontali con ausilio di slide, filmati e quando possibile piccola strumentazione trasportabile.

Programma (contenuti dell'insegnamento)

METODOLOGIE ANALITICHE

1. Cenni di organizzazione di laboratorio. Pre analitica e problematiche inerenti. Esami in regime di urgenza e di routine. Analisi decentrate. Esempi pratici e criticità. Controllo di qualità: Controllo di qualità interno ed esterno. Tipologie di errori. Accuratezza e precisione. Specificità e sensibilità
2. Specificità e sensibilità. Ripetibilità e riproducibilità. Controlli interlaboratorio e intralaboratorio. Limiti fiduciari. Carte di controllo.
3. Come allestire un controllo di qualità con pool di sieri; esempio pratico. Regole di Westgard. Azioni correttive in caso di carta fuori controllo. Tecniche di centrifugazione (principi della sedimentazione). Tipologie di centrifughe e di rotori. Centrifugazione differenziale. Centrifugazione in gradiente di densità, isopicnica e zonale. Ultracentrifugazione.
4. Tecniche cromatografiche: Principi generali. Selettività ed efficienza. Numero dei piatti teorici. Cromatografia su colonna, su strato sottile, su carta. Cromatografia di adsorbimento. Cromatografia di ripartizione. Cromatografia a scambio ionico. Cromatografia ad esclusione. Cromatografia d'affinità. Gascromatografia. HPLC. Cenni sull'emoglobina glicata. Esempi di strumentazione. Interpretazione dei picchi cromatografici. Tecniche immunochimiche: Cenni su Antigeni ed Anticorpi. Legame antigene-anticorpo. Tecniche di immunoprecipitazione - immunodiffusione radiale semplice ed immunodiffusione doppia. Elisa competitivo, Elisa metodo del doppio anticorpo. RIA - metodi di separazione in fase liquida ed in fase solida. IRMA Cenni di radioprotezione.
5. Immunofluorescenza, diretta ed indiretta. Esempio pratico di come si esegue un test ELISA; significato della curva standard; come interpretare i valori di assorbanza, risalire ad eventuali concentrazioni degli analiti ricercati. Elettroforesi, principi di base. Elettroforesi capillare. Interpretazione dei risultati.
6. Fondamenti di spettrofotometria. Lunghezza d'onda e frequenza. Luce monocromatica e policromatica. Analisi quantitativa e qualitativa. Spettri di emissione e di assorbimento. Trasmissanza, assorbanza e legge di Lambert e Beer. Principi di base. Generalità sugli spettrofotometri.
7. Elettroforesi ed elettroforesi capillare. Microscopia ottica.
8. Visita al laboratorio Analisi Chimico Cliniche 1, Dott. Pellegrini, concordata con il tutor, dove sono stati fatti esempi pratici inerenti al controllo di qualità (come si inserisce un controllo sullo strumento, come si valuta, interpretazione carte, azioni correttive). Visualizzazione delle carte di controllo sugli strumenti. Controllo di qualità esterno. Il report di valutazione. Visione dello strumento per la determinazione dell'emoglobina glicata. Le componenti meccaniche, principio di funzionamento. Controllo di qualità. Visualizzazione ed interpretazione dei cromatogrammi. Tracciati con anomalie. Possibili soluzioni ai problemi. Visione dello strumento per elettroforesi capillare. Visita al laboratorio di Microbiologia Universitaria - Dott.ssa Barnini, per esercitazione pratica per l'utilizzo del microscopio ottico. Allestimento di un vetrino a fresco. Osservazione microscopica.

BIOLOGIA MOLECOLARE

Cenni storici. Gli acidi nucleici, struttura e funzioni. Organizzazione del genoma eucariotico, procariotico e mitocondriale. La replicazione del DNA. Paradosso C, K, N. Sistemi di riparazione del DNA. Tipi di RNA e loro funzioni. La trascrizione. Operone Lac e operone Trp. Regolazione della trascrizione nei procarioti: controllo epigenetico e fattori di trascrizione. Cos'è l'imprinting. Electrophoretic mobility shift assay (EMSA) e supershift. Maturazione dell'mRNA (capping, poliadenilazione, splicing ed editing) e dell'rRNA. Il codice genetico. La traduzione. I miRNA, DROSHA, DICER, RISC. Metodi di estrazione degli acidi nucleici (fenolo /cloroformio, Tryzol, salting out, kit commerciali con biglie magnetiche e colonnine). La precipitazione del DNA. western blotting cenni Qualità e quantificazione degli acidi nucleici: metodo spettrofotometrico e controllo elettroforetico. Elettroforesi degli acidi nucleici su gel di agarosio e su gel di poliaccrilammide. Pulsed-field gel electrophoresis (PFGE). L'ibridazione: curva di denaturazione del DNA, temperatura di melting. Tipi di sonde e fattori che influenzano l'ibridazione. Il Southern blotting. Il Northern blotting. La PCR. Touchdown PCR. Nested primer PCR. Come disegnare i primer. Tipi di contaminazioni possibili e organizzazione ottimale di un laboratorio di biologia molecolare. Reverse Transcriptase PCR. Real Time PCR. SYBR green, sonde specifiche (sonde Taq man, sonde FRET, molecular beacon). Analisi del segnale: curve di amplificazione e curve di melting. Quantificazione relativa e assoluta. Cenni sul modulo HRM. Enzimi di restrizione. La transfezione stabile e transiente. Metodi per transfettare. Tipi di vettori per il clonaggio: plasmidi, cosmidi, fagi, cromosoma batterico e di lievito. Il clonaggio del cDNA tramite enzimi di restrizione e topo cloning vector. Fase di screening mediante inattivazione inserzionale con doppio antibiotico e mediante inattivazione della beta-galattosidasi (colonie bianche/blu). Subclonaggio in vettori di espressione. Il sequenziamento del DNA: il metodo di Sanger, next generation sequencing (illumina). I polimorfismi. *Ibridazione in situ*. PCR e RT-PCR in situ. Microarray. Editing genomico: CRISPR/Cas9.

BIOCHIMICA CLINICA

Aspetti generali di biochimica clinica. Preparazione del campione biologico. Principali alterazioni del campione biologico e approccio sistematico alla gestione del campione biologico. Bioregolatori: elettroliti e molecole volatili. Alterazione del bilancio idroelettrolitico, significato clinico e metodi di determinazione. Equilibrio acido base nel sangue, disordini acido-base e metodi di determinazione (emogasanalisi). Esame emocromocitometrico: caratteristiche principali e approccio clinico. Anemie, coagulazione e approccio alle principali alterazioni. Vitamine e valutazione delle principali alterazioni. Metabolismo dei Carboidrati. Studio di ipo- ed iperglicemie. Metodi di misurazione della glicemia. Lipoproteine e lipidi. Studio delle dislipidemie e disturbi aterosclerotici. Valutazione biochimica-funzionale del fegato (bilirubina totale diretta e indiretta, AST, GOT, LDH, ALP, ?GT). Valutazione biochimica-funzionale del rene (GRF, PRF, FG, FF, creatinina, acido urico, urea). Analisi delle urine. Aspetti generali dell'endocrinologia: ruolo dell'ipotalamo, Ipofisi, Tiroide, Paratiroide, Gonadi, Surrene, Corticosurrene e Pancreas. Marcatori tumorali: ruolo e utilizzo nella pratica clinica

Bibliografia e materiale didattico

Materiale didattico fornito: materiale preparato dai docenti.



UNIVERSITÀ DI PISA

Biologia molecolare si consiglia in più:

BIOLOGIA MOLECOLARE terza edizione , F. Amaldi, P. Benedetti, G. Pesole e P. Plevani. Casa Editrice Ambrosiana. Distribuzione esclusiva Zanichelli

Modalità d'esame

Elaborato scritto: Tre domande a risposta aperta per ogni modulo.

Ultimo aggiornamento 28/04/2020 12:18