

Master Biologie Santé – M1 – Option Santé - Double cursus – Médecine/Sciences

Màj 26/05/2026

UE 1.1 Approches fondamentales

12 ECTS

EC1 : Approches Expérimentales de Biologie Cellulaire et Moléculaire

Équipe pédagogique : **Malika Hamdane, Olivier Pluquet, Christelle Cauffiez, Michaël Perrais, Cyril Couturier**

Contact : [malika\(dot\)hamdane\(at\)univ-lille.fr](mailto:malika(dot)hamdane(at)univ-lille.fr)

Cet enseignement a pour but d'apporter aux étudiants une solide formation en biologie cellulaire et moléculaire, indispensable à la maîtrise des concepts fondamentaux du fonctionnement de la cellule eucaryote. Une part importante de cette UE portera sur les principales méthodes d'étude de la cellule et de ses composants, applicables à toutes les disciplines de recherche en Biologie. Ce bagage théorique et pratique leur permettra de travailler dans des domaines variés de la recherche.

Objectifs pédagogiques :

Cet enseignement vise à :

- actualiser ses connaissances en biologie cellulaire et moléculaire et en acquérir de nouvelles ;
- connaître les principes et limites de différentes techniques utilisées en biologie cellulaire et moléculaire pour étudier les composants et les propriétés de la cellule eucaryote, et savoir lesquelles utiliser pour répondre à une question scientifique donnée ;
- développer la capacité d'analyse des données expérimentales, la capacité de synthèse et l'esprit critique.

EC obligatoire validant 3 ECTS

Bloc de Compétences et de Connaissances-BCC 1 : Connaître les concepts de base en Biologie Santé

Compétences acquises (directes/indirectes) :

Cet enseignement contribue à fournir les compétences pour contribuer à une activité de recherche en Biologie-Santé (BC1), en préparant les étudiants à :

- cerner les enjeux de la recherche en Biologie-Santé ;
- organiser une veille bibliographique de la littérature scientifique internationale ;
- fonder des hypothèses sur les concepts les plus récents en recherche Biologie-Santé.

Prérequis :

Les connaissances acquises lors de la PACES et du premier semestre de Med-2 sur la structure, les fonctions et les caractéristiques fondamentales des cellules

Contrôle des connaissances :

- 30% contrôle continu (*Analyses de résultats expérimentaux + questions cours/ ou synthèse sous forme de support type présentation par affiche*)
- 70% examen terminal (*Epreuve écrite d'1h : Analyses de résultats expérimentaux et questions cours*)

EC1 : Approches Expérimentales de Biologie Cellulaire et Moléculaire

Contenu :

1. Introduction à l'étude de la biologie cellulaire et moléculaire (2h) : Malika Hamdane

Bref rappel des caractéristiques fondamentales d'une cellule eucaryote, généralités sur les grandes techniques d'étude des cellules, des exemples d'applications.

2. Cultures cellulaires de base (1h) : Michaël Perrais

Définitions des différents types de culture cellulaire, les bases de la culture, tests d'étude : migration, invasion, Incucyte ..., exemple de mise en place de culture primaire de cellules épithéliales rénales de tubes proximaux.

3. Cultures cellulaires spécialisées (1h) : Sophie Halliez

Culture primaire de neurones, organoïdes, systèmes miniaturisés, microfluidiques.

4. Production d'anticorps monoclonaux et applications (2h) : Malika Hamdane

Le principe de la fusion, obtention des hybridomes, production des monoclonaux, tests de spécificité, applications en recherche (techniques abordées dans les cours ultérieurs de cette UE) et en médecine (quelques exemples d'applications thérapeutiques et diagnostiques).

5. Dynamique cellulaire et stratégies d'analyses : méthodes d'imagerie et de modélisation (2h) : Olivier Pluquet

Architecture et plasticité des tissus/cellules, dynamique des constituants cellulaires et des organites, microscopie, exploration cellulaire par sondes/protéines fluorescentes, Notion de modélisation + exemples dans les pathologies.

6. Techniques d'étude des acides nucléiques et applications (4h) : Christelle Cauffiez (3h)/ Cyril Couturier (1h)

A/ Extraction des acides nucléiques, Southern blot / Northern blot, PCR, RT-PCR, Application de la PCR à l'analyse quantitative: PCR en temps réel / PCR digitale, Séquençage (Sanger versus NGS), Hybridation in situ (ARNm, ARNnc) ARN interférence, Etudes perte / gain de fonction.

B/ ADN recombinant / Génie génétique : vecteurs (navette, expression), différentes méthodes de clonage, digestion/ ligation, mutagenèse in vitro / PCR overlap extension, /, gènes synthétiques/ transformation cellulaire.

7. Epigénétique/ Interaction ADN-protéines (1h) : Michaël Perrais

Code histone, méthylation ADN,.../ techniques d'interaction ADN-protéines et exemples d'applications.

8. Techniques de base d'étude des protéines (2h) : Michaël Perrais

Extraction, chromatographie, électrophorèses, spectrométrie de masse, WB, IHC., Etudes des modifications posttraductionnelles.

9. Etude des interactions protéines/protéines (2h) : Cyril Couturier

CoIP, pull-down assays, crosslinking ; Double hybride Levure/ mammifère ; Méthodes de transferts entre donneur /accepteur compatibles (FRET/ BRET/ HTRF) Alphascreen, Alphascreen ; Proximity ligation assay, Protein complementation assay (PCA).

10. Analyse d'articles (1h) : Malika Hamdane

Comment analyser et présenter un article (cours illustré avec un article de recherche sélectionné en lien avec le contenu des cours de l'UE).

11. Analyses de résultats expérimentaux /contrôles continus(2x1h) : Malika Hamdane et Michaël Perrais

Contrôles continus 1 et 2, chacun suivi de correction/discussion