

# Catalogue formations 2026



# Sommaire

# 01

## BIOCHIMIE, BIOLOGIE CELLULAIRE ET MOLÉCULAIRE

Pages 10-39

### CONNAISSANCES DE BASE

Introduction à la biochimie des protéines - Module 1  
[Page 10](#)

Initiation aux techniques de base de la biochimie des protéines - Module 2  
[Page 11](#)

Electrophorèses et western blot : théorie et applications  
[Page 12](#)

ELISA : théorie et applications  
[Page 13](#)

Les fondamentaux en biologie  
[Page 14](#)

Bases de microbiologie et de microbiologie moléculaire  
[Page 15](#)

Introduction à la biologie cellulaire - Module 1  
[Page 16](#)

Introduction aux techniques de base de la biologie cellulaire animale - Module 2  
[Page 17](#)

Introduction aux techniques de culture cellulaire animale - Module 3  
[Page 18](#)

Biologie cellulaire : étude du comportement cellulaire - Module 4  
[Page 19](#)

Culture cellulaire 3D  
[Page 20](#)

Introduction à la biologie moléculaire - Module 1  
[Page 21](#)

Initiation aux techniques de base de biologie moléculaire - Module 2  
[Page 22](#)

Les techniques et technologies en génétique et biologie moléculaire - Module 3  
[Page 23](#)

Genome editing : CRISPR/Cas9  
[Page 24](#)

Validation pratique de votre système CRISPR/Cas9  
[Page 25](#)

Initiation théorique et pratique à la technique PCR  
[Page 26](#)

Stratégies de quantifications, perfectionnement et génotypage par qPCR  
[Page 27](#)

qPCR (PCR quantitative) : de la théorie à la réalisation pratique  
[Pages 28-29](#)

PCR digitale (dPCR)  
[Pages 30-31](#)

# 02

## ENVIRONNEMENT

Pages 42-47

### TRANSITION ECOLOGIQUE

L'ADN environnemental : concepts - techniques d'analyse et applications  
[Page 42](#)

Concept One Health : symbiose entre santé des écosystèmes et santé publique : de la théorie aux outils d'applications  
[Page 43](#)

### ECOLOGIQUE

Défis environnementaux : Introduction à la chimie analytique durable et mobilisation des équipes  
[Page 44](#)

Défis environnementaux : Introduction à la chimie analytique durable et mobilisation des équipes  
[Page 45](#)

Défis environnementaux : Introduction aux ordres de grandeur  
[Page 46](#)

Défis environnementaux : Réaliser et comprendre son bilan carbone pour mieux décrypter le quotidien  
[Page 47](#)



Biochimie,  
biologie cellulaire  
et moléculaire

# Introduction à la biochimie des protéines

## Module 1

### OBJECTIFS

S'approprier les bases théoriques de la biochimie des protéines à partir d'ateliers expérimentaux. Etre capable d'analyser des données relatives à la biochimie des protéines.

### PUBLIC CONCERNÉ

Ingénieurs, techniciens, doctorants, chercheurs souhaitant s'approprier les bases théoriques de la biochimie des protéines.

Pré-requis : aucun

### PROGRAMME

#### NOTIONS FONDAMENTALES : LES PROTÉINES DANS LE MONDE VIVANT

- Où trouve-t-on des protéines ?
- Quels sont les rôles des protéines ?
- Présentation de protéines types (protéines structurales, enzymes, peptides antibiotiques, ...)

**ATELIER PRATIQUE :** Mise en évidence de la présence de protéines à partir de différents échantillons.

#### LA COMPOSITION BIOCHIMIQUE DES PROTÉINES

- Les acides aminés : briques élémentaires des protéines, analyse et propriétés
- La liaison peptidique et les chaînes polypeptidiques

#### ATELIERS PRATIQUES

- **Les acides aminés :**
  - Spectrophotométrie
  - Titration, pKa, pH et effet tampon
- **La liaison peptidique :**
  - Réactivité et mise en évidence

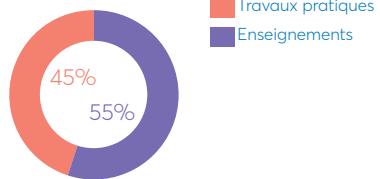
### NOTION DE STRUCTURE DES PROTÉINES

- Les différents niveaux d'organisation des protéines
- Relation entre la structure et la fonction des protéines (notion de site actif, reconnaissance d'un ligand, ...)

### Ateliers pratiques

- Les protéines :
  - Relation structure/fonction selon différents paramètres physico-chimiques (pH, température, force ionique)
  - Activité enzymatique

### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : mises en situation, études de cas, mises en applications.

**DURÉE :** 1 jour

**LOCALITÉ :** VWR International, Rosny-sous-Bois

**DATE :** Le 17 Novembre 2026

**COÛT :** 880 € NET

**RÉFÉRENCE :** BB002

**INTERVENANT :** Unité ERRMECe, CY Cergy Paris Université

# Initiation aux techniques de base de la biochimie des protéines

## Module 2

### OBJECTIFS

S'approprier par l'expérience les différentes techniques de base utilisées en biochimie des protéines.

Savoir proposer une technique pour conduire des études biochimiques de bases relatives aux protéines et être capable de la mettre en œuvre.

### PUBLIC CONCERNÉ

Ingénieurs, techniciens, doctorants, chercheurs souhaitant s'approprier les différentes techniques de base utilisées en biochimie des protéines.

**Pré-requis : aucun**

### PROGRAMME

#### NOTIONS THÉORIQUES

##### Techniques séparatives :

- Comment purifier des protéines à partir d'un mélange complexe ?
- Techniques chromatographiques : principe et analyse comparative. Bilan de la purification
- Techniques électrophorétiques : principe et analyse comparative

##### Principes et méthodes de quantification des protéines :

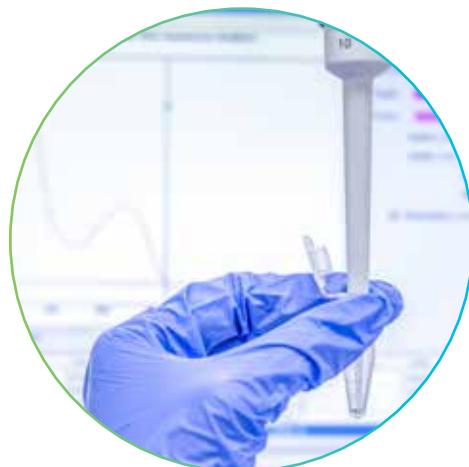
- Dosages colorimétriques, fluorescents et immunologiques : avantages et limites d'utilisation

##### Techniques d'identification :

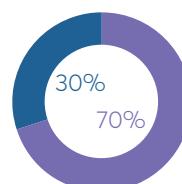
- Notion de séquençage
- Immunoblots

#### ATELIERS PRATIQUES

- Dosage colorimétrique
- Dosage ELISA
- Dot Blot
- Séparation d'un mélange de protéine par gel filtration



### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Travaux dirigés  
Enseignements

Evaluation des acquis : mises en situation, études de cas, mises en applications.

**DURÉE :** 3 jours

**LOCALITÉ :** VWR International, Rosny-sous-Bois

**DATE :** 18 au 20 Novembre 2026

**COÛT :** 1890 € NET - 6 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB003

**INTERVENANT :** Unité ERRMECe, CY Cergy Paris Université

# Electrophorèses et western blot : théorie et applications

## OBJECTIFS

Comprendre les principes de migration électrophorétique, de transfert et de révélation des protéines. Maîtriser les différents paramètres. Mettre en œuvre des électrophorèses et western blot.

## PUBLIC CONCERNÉ

Ingénieurs, techniciens, doctorants, chercheurs souhaitant comprendre, approfondir et acquérir les techniques d'électrophorèses et de western blot.

Pré-requis : aucun

## PROGRAMME

### NOTIONS THÉORIQUES

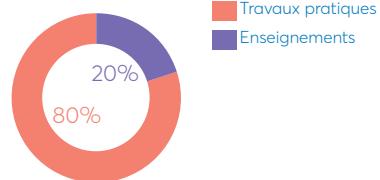
- Influence des paramètres physicochimiques (température, pH, charge, force ionique, agents dénaturants, ...) sur la structure et les propriétés des protéines
- Electrophorèses : principe, les différents types, les paramètres de migration
- Conditions natives, dénaturantes et réductrices
- Les transferts : principe, les différents types, les paramètres de transfert et les différents supports
- Techniques de révélation des protéines sur gel d'électrophorèse (analyse comparative et limite de détection)
- Techniques de révélation sur les membranes de western blot (analyse comparative et limite de détection)
- Les différentes étapes de validation expérimentale

### ATELIERS PRATIQUES

- SDS-PAGE (de la préparation des gels à la révélation colorimétrique)
- Western Blot (transfert, coloration au rouge Ponceau et immunodétection)



### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : mises en situation, études de cas, mises en applications.

DURÉE : 2 jours

LOCALITÉ : VWR International, Rosny-sous-Bois

DATE : Les 24 et 25 Novembre 2026

COÛT : 1490 € NET - 6 stagiaires maximum

RÉFÉRENCE : BB026

INTERVENANT : Unité ERRMECe, CY Cergy Paris Université

# ELISA : théorie et applications

## OBJECTIFS

Comprendre les principes et les différents paramètres de la technique ELISA de la mise au point à l'analyse des résultats. Etre capable de proposer un protocole de test ELISA adapté et le mettre en oeuvre.

## PUBLIC CONCERNÉ

Ingénieurs, techniciens, doctorants, chercheurs souhaitant comprendre et mettre en pratique les techniques d'ELISA en routine en laboratoire.

**Pré-requis :** aucun

## PROGRAMME

### NOTIONS THÉORIQUES

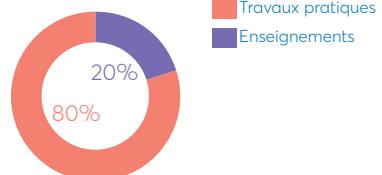
- Rappels sur les réactions Antigène-Anticorps
- Les différents types d'anticorps
- Principes et domaines d'application des techniques ELISA
- Protocoles et paramètres expérimentaux de l'ELISA
- Bonne pratique et validation expérimentale

### ANALYSE DES RÉSULTATS

- Atelier pratique
- Mise en œuvre de tests ELISA



### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : mises en situation, études de cas, mises en applications.

**DURÉE :** 2 jours

**LOCALITÉ :** VWR International, Rosny-sous-Bois

**DATE :** Les 26 et 27 Novembre 2026

**COÛT :** 1490 € NET - 6 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB027

**INTERVENANT :** Unité ERRMECe, CY Cergy Paris Université

# Les fondamentaux en biologie

## OBJECTIFS

- La sécurité, les risques et les réactifs dans un laboratoire de biologie
- Se familiariser avec les outils mathématiques pour maîtriser les méthodes de calcul fondamentales en laboratoire
- Acquérir les compétences nécessaires à la mise en pratique d'un protocole
- Les principales bases de données pour rechercher des informations scientifiques
- La pratique est réalisée par l'exploitation technique et l'application d'un protocole qui présente des notions de biologie moléculaire, microbiologie et biochimie

## PUBLIC CONCERNÉ

Personnels techniques ou agents techniques de laboratoire.

Pré-requis : aucun

## PROGRAMME

### LES FONDAMENTAUX QHSE

- Rappels sur les bases d'hygiène, de qualité et de sécurité dans un laboratoire
- Identifier et gérer : un réactif, des matières premières et des consommables

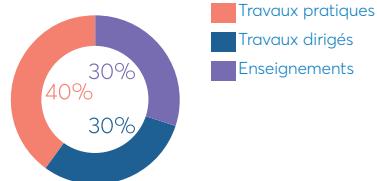
### LES BASES DE CALCUL EN LABORATOIRE

- Initiation aux unités et dimensions utilisées en biologie
- Maîtriser les calculs pour une dilution, pour des concentrations, ou pour toutes autres unités de mesure
- Les formules de calcul en biologie, maîtrise des équations aux dimensions
- Choix des méthodes et des outils de calcul

## AUTRES FONDAMENTAUX

- Identifier les besoins en matière de recherche de document, (notice technique, fiche de sécurité, procédure protocole et mode opératoire)
- Analyse stratégique et mise en pratique d'un protocole
- Tenue d'un cahier de laboratoire
- Les bases de données pour la recherche de documents ou d'informations scientifiques

## RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

DURÉE : 1 jour

LOCALITÉ : VWR International, Rosny-sous-Bois

DATE : Le 11 Mars 2026

LOCALITÉ : VWR International, Rosny-sous-Bois

DATE : Le 2 Septembre 2026

COÛT : 750 € NET

RÉFÉRENCE : BB005

INTERVENANT : Stéphane SAUVAGERE,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Bases de microbiologie et de microbiologie moléculaire

## OBJECTIFS

- Appréhender la diversité et l'unicité des procaryotes et de l'ensemble des micro-organismes dans leur généralité ;
- Appréhender les bases de la microbiologie Pasteurienne ;
- Connaître les modalités expérimentales pour la mise en culture des procaryotes (savoir réaliser des milieux de culture, métabolisme...) ;
- Appréhender les techniques moléculaires à des fins d'identification et de modification microbienne et fongique ;
- Connaître les réglementations en matière de manipulation de micro-organismes et les risques sanitaires.

## PUBLIC CONCERNÉ

Cette formation s'adresse à toutes personnes souhaitant acquérir des compétences générales en matière de microbiologie.

**Pré-requis :** Cette formation s'adresse à des personnes ayant déjà des bases solides en biologie générale (bases sur le métabolisme, la biologie moléculaire, la diversité du monde vivant).

## PROGRAMME

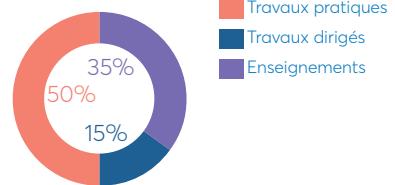
### ENSEIGNEMENTS THÉORIQUES:

- Présentation des différents micro-organismes : diversité, morphologie et structure;
- Classification des micro-organismes (bactéries, levures et moisissures) et brève ouverture sur la phylogénie des eubactéries et archées;
- Caractéristiques biochimiques, métaboliques et génétiques ;
- La cellule bactérienne : croissance, besoins nutritifs, milieux de culture;
- Asepsie et agents antimicrobiens;
- Aperçu des méthodes moléculaires en matière d'identification des micro-organismes (PCR 16S et 18S, séquençage...);
- Aperçu des méthodes moléculaires de modification bactérienne (clonage).

### TRAVAUX DIRIGÉS ET TRAVAUX PRATIQUES:

- Mise en place d'une PCR 16S pour identification microbienne.
- Elaboration d'un clonage bactérien (mise en place de milieu de culture sélectif, transformation bactérienne par choc-thermique, isolement et sélection, contrôle qualité par RFLP). (Ici un focus est misé en place concernant les règles d'hygiène et de sécurité et d'organisation du poste de travail dans un contexte de manipulation en microbiologie.)

## RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : TD et TP.

**DURÉE :** 3 jours

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Du 24 au 26 Mars 2026  
Du 8 au 10 Septembre 2026

**COÛT :** 1850 € NET - 2 stagiaires minimum et 8 maximum

**RÉFÉRENCE :** BB006

**INTERVENANT :** Stéphane SAUVAGERE,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Introduction à la biologie cellulaire

## Module 1

### OBJECTIFS

S'approprier par des observations les bases théoriques de la biologie cellulaire et comprendre l'organisation des cellules. Etre capable d'analyser des données relatives à la biologie cellulaire.

### PUBLIC CONCERNÉ

Ingénieurs, techniciens, doctorants, chercheurs souhaitant s'approprier les bases théoriques de la biologie cellulaire et comprendre l'organisation des cellules..

Pré-requis : aucun

### PROGRAMME

#### NOTIONS FONDAMENTALES : LA CELLULE, UNITÉ FONDAMENTALE DU VIVANT

- Qu'est-ce qu'une cellule ?
- La diversité cellulaire du monde vivant
- Présentation des différents types cellulaires (cellules eucaryotes animales et végétales, cellules procaryotes)

#### ATELIERS PRATIQUES

- Où trouve-t-on des cellules ? Quelle est la taille d'une cellule ?
- Mise en évidence de bactéries par la coloration de Gram
- Observations microscopiques de différents types cellulaires

#### L'ORGANISATION INTERNE DES CELLULES

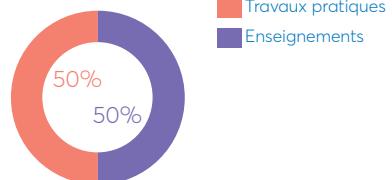
- Les organites cellulaires : structure et fonction

#### ATELIERS PRATIQUES

- Extraction d'organites (mitochondries et chloroplastes) à partir de tissus animaux et végétaux
- Démonstration de la régulation des échanges d'eau au niveau cellulaire



#### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : mises en situation, analyse de cas, mises en applications.

DURÉE : 1 jour

LOCALITÉ : CY Cergy Paris Université, Neuville

DATE : Le 22 Juin 2026

COÛT : 850 € NET - 6 stagiaires maximum

RÉFÉRENCE : BB007

INTERVENANT : Unité ERRMECe, CY Cergy Paris Université

# Introduction aux techniques de base de la biologie cellulaire animale

## Module 2

### OBJECTIFS

S'approprier par l'expérience les différentes techniques de base utilisées en biologie cellulaire animale Savoir proposer une technique pour conduire des études cellulaires de base et être capable de la mettre en œuvre.

### PUBLIC CONCERNÉ

Ingénieurs, techniciens, doctorants, chercheurs souhaitant s'approprier les différentes techniques de base utilisées en biologie cellulaire animale.

**Pré-requis :** aucun

### PROGRAMME

#### NOTIONS THÉORIQUES

##### Observation des cellules :

- Les différents types de microscopes : principe et analyse comparative
- Préparation des échantillons cellulaires pour des observations Isolement de cellules à partir de tissus
- Analyser des cellules : cytométrie en flux, électrophysiologie
- Culture cellulaire
- Marquages cellulaires

##### TRAVAUX DIRIGÉS

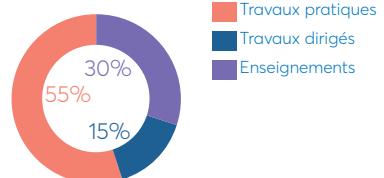
- Analyse de données obtenues par cytométrie de flux
- Analyse de marquages cellulaires

##### ATELIER PRATIQUE

- Isolement de plaquettes à partir de tissu sanguin
- Initiation à la culture cellulaire : passage et comptage de cellules



### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : mises en situation, analyse de cas, mises en applications.

**DURÉE :** 2 jours

**LOCALITÉ :** CY Cergy Paris Université, Neuville

**DATE :** Les 23 et 24 Juin 2026

**COÛT :** 1430 € NET - 6 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB008

**INTERVENANT :** Unité ERRMECe, CY Cergy Paris Université

# Introduction aux techniques de culture cellulaire animale

## Module 3

### OBJECTIFS

Comprendre les principes et se familiariser avec les bonnes pratiques de la culture cellulaire eucaryote animale. Conduire en autonomie des cultures cellulaires eucaryotes animales.

### PUBLIC CONCERNÉ

Ingénieurs, techniciens, doctorants, chercheurs souhaitant comprendre les principes et se familiariser avec les bonnes pratiques afin d'être opérationnel et autonome en culture cellulaire eucaryote animale.

**Pré-requis :** connaître les bases théoriques de la biologie cellulaire

### PROGRAMME

#### NOTIONS THÉORIQUES

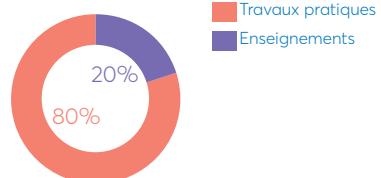
- Rappels sur les cellules eucaryotes et leurs besoins fondamentaux (nutrition, oxygénation, pH, température, adhérence)
- Bonnes pratiques en culture cellulaire : niveau de biosécurité, stérilité, PSM, gestion des déchets
- Les différents supports de culture cellulaire
- Les différents types de culture cellulaire :
  - Culture primaire ou lignée ?
  - Cellules adhérentes ou en suspension ?
- Les milieux de cultures, les sérums et facteurs de croissance
- Décongélation et congélation des cellules
- Le cycle cellulaire et les différentes phases de la prolifération cellulaire

#### ATELIERS PRATIQUES

- Décongélation et congélation des cellules
- Ensemencement cellulaire
- Comptage cellulaire et suivi de la prolifération
- Identification de cellules en phase S du cycle cellulaire



#### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : mises en situation, analyse de cas, mises en applications.

**DURÉE :** 3 jours

**LOCALITÉ :** CY Cergy Paris Université, Neuville

**DATE :** Du 24 au 26 Juin 2026

**COÛT :** 1850 € NET - 6 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB009

**INTERVENANT :** Unité ERRMECe, CY Cergy Paris Université

# Biologie cellulaire : étude du comportement cellulaire

## Module 4

### OBJECTIFS

S'approprier par l'expérience les différentes techniques permettant d'étudier le comportement de cellules eucaryotes animales.

Etre capable de proposer un protocole d'analyse du comportement cellulaire en réponse à une problématique et le mettre en oeuvre.

### PUBLIC CONCERNÉ

Ingénieurs, techniciens, doctorants, chercheurs souhaitant s'approprier les différentes techniques permettant d'étudier le comportement de cellules eucaryotes animales.

**Pré-requis : connaître les bases théoriques de la biologie cellulaire et de la culture cellulaire**

### PROGRAMME

#### NOTIONS THÉORIQUES

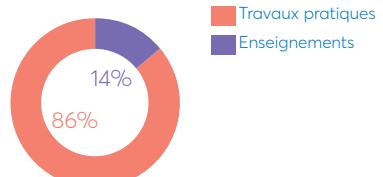
- Les interactions entre les cellules et leur environnement
- Les différents modèles de culture cellulaire : culture en 2D et en 3D, co-cultures ?
- Les comportements cellulaires en réponse à des signaux : adhérence, migration, survie, prolifération, mort cellulaire
- Principe des analyses de cytotoxicité.

#### ATELIER PRATIQUE

- Ensemencement de cellules en culture 2D et 3D (gels mous et sphéroïdes)
- Suivi de la prolifération
- Test d'adhérence et de migration (individuelle et collective)
- Analyse de la cytotoxicité
- Localisation des marqueurs cellulaires par immunofluorescence



### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : mises en situation, analyse de cas, mises en applications.

**DURÉE :** 4 jours

**LOCALITÉ :** CY Cergy Paris Université, Neuville

**DATE :** Du 30 Juin au 3 Juillet 2026

**COÛT :** 2360 € NET - 6 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB010

**INTERVENANT :** Unité ERRMECe, CY Cergy Paris Université

# Culture Cellulaire 3D

## OBJECTIFS

Cette formation a pour objectif de fournir les clés de compréhension essentielles ainsi que les outils technologiques nécessaires pour appréhender efficacement la culture cellulaire 3D in vitro et ses multiples applications. Elle mettra en avant les différents modèles de culture cellulaire 3D, les notions fondamentales à maîtriser pour garantir la pertinence scientifique des modèles utilisés, ainsi que les techniques de caractérisation permettant d'évaluer leur qualité et leur fonctionnalité.

## PUBLIC CONCERNÉ

Ingénieurs, techniciens, doctorants, chercheurs souhaitant s'approprier les différentes techniques de culture cellulaire 3D.

**PRE-REQUIS :** connaître les bases théoriques de la biologie cellulaire et de la culture Cellulaire

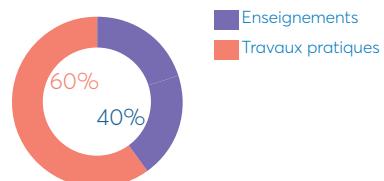
## PROGRAMME

### NOTIONS THÉORIQUES

Cette formation alterne de manière dynamique entre apports théoriques et mises en pratiques entremêlées. La partie théorique abordera les notions suivantes qui permettront d'assurer une bonne base dans la mise en place, le suivi et la caractérisation de modèles cellulaires 3D :

- Les différents modèles de culture cellulaire : 2D, 2.5D, 3D, Co-culture
- Les comportements cellulaires en réponse à des signaux: adhérence, migration, survie, prolifération, mort cellulaire- Principe des analyses de cytotoxicité.
- Les mécanismes de Mécanotransduction
- Techniques de caractérisation par imagerie des modèles 3D Les travaux pratiques aborderont :
- La mise en œuvre de différents types de culture cellulaire 3D: Hydrogels (Gels de fibrine, Matrigel...), Scaffold 3D (Eponges, Réseaux Poreux), Sphéroïdes
- Evaluation de la cytotoxicité
- Marquage par Immunofluorescence et analyse de la morphologie cellulaire par microscopie confocale à balayage Laser
- Préparation, caractérisation et analyse d'échantillons de cultures 3D en Microscopie électronique à balayage

## RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis: Analyse de cas, mis en application

**DURÉE :** 3 jours

**LOCALITÉ :** CY Cergy Paris Université, Neuville sur oise

**DATE :** Du 17 au 19 JUIN 2026

**COÛT :** 2500 €

**RÉFÉRENCE :** BB041

**INTERVENANT :** Unité ERRMECe, CY Cergy Paris Université

# Introduction à la biologie moléculaire

## Module 1

### OBJECTIFS

S'approprier par l'expérience des notions de base en biologie sur l'organisation des êtres vivants, les cellules, l'ADN.

### PUBLIC CONCERNÉ

Cette formation s'adresse plus particulièrement à un public non initié ayant peu ou pas de connaissances en biologie moléculaire.

**Pré-requis : formation initiale en science**

### PROGRAMME

#### ENSEIGNEMENTS

Introduction : Présentation des êtres vivants, des cellules et des acides nucléiques.

#### TRAVAUX DIRIGÉS

- Etude de cas
- Bonnes pratiques de laboratoire

#### PARTIE PRATIQUE - LES TECHNIQUES DE BASE

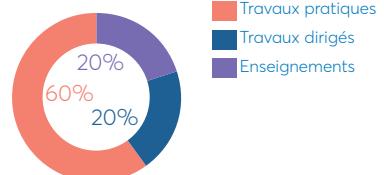
##### Techniques RFLP

- Digestion d'échantillons d'ADN par des enzymes de restriction
- Électrophorèse des produits de digestion sur gel d'agarose
- Visualisation et analyse du profil de restriction, saisie des résultats

Au cours de cet atelier, les notions suivantes sont abordées : l'unité structurale et fonctionnelle du vivant, la structure de l'ADN, la présentation de techniques de bases de biologie moléculaire (enzymes de restriction, électrophorèse) et leurs applications.



### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 1 jour

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes  
**DATE :** Le 3 Septembre 2026

**LOCALITÉ :** VWR International, Rosny-sous-Bois  
**DATE :** Le 10 Mars 2026

**COÛT :** 750 € NET - 8 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB011

**INTERVENANT :** Stéphane SAUVAGERE,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Initiation aux techniques de base de biologie moléculaire

## Module 2

### OBJECTIFS

S'approprier par l'expérience des informations claires sur les différentes techniques de base utilisées en biologie moléculaire.  
Savoir mettre en œuvre les principales techniques de base utilisées.

### PUBLIC CONCERNÉ

Cette formation s'adresse plus particulièrement à un public initié en biologie moléculaire.

**Pré-requis : avoir suivi le module 1 ou avoir les bases de la biologie moléculaire**

### PROGRAMME

#### ENSEIGNEMENTS

##### Notions théoriques

- L'ADN, support de l'information génétique
- Des gènes aux caractères biologiques (notion de phénotype)

#### TRAVAUX DIRIGÉS

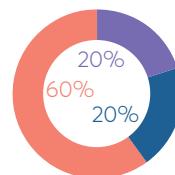
- Les outils et techniques utilisés en biologie moléculaire (enzymes de restriction, électrophorèse, séquençage, etc.)

#### PARTIE PRATIQUE – TP

- Extraction d'ADN à partir de différentes sources de cellules animales ou végétales
- Extraction d'un plasmide (ADN bactérien) par la technique de miniprep
- Analyse d'un plasmide par des enzymes de restriction (technique de RFLP)
- Mise en pratique de la PCR
- Transformation d'une souche bactérienne (*E. coli*) et sélection des clones transformés



### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Travaux pratiques  
Travaux dirigés  
Enseignements

Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 3 jours

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes  
**DATE :** Du 2 au 4 Juin 2026

**LOCALITÉ :** VWR International, Rosny-sous-Bois  
**DATE :** Du 24 au 26 Novembre 2026

**COÛT :** 1850 € NET - 8 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB012

**INTERVENANT :** Stéphane SAUVAGERE,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Les techniques et technologies en génétique et biologie moléculaire

## Module 3

### OBJECTIFS

Approfondir des stratégies d'ingénierie génétique au bénéfice de la recherche fondamentale et appliquée. Savoir utiliser les méthodes et stratégies élémentaires usitées en biologie et génétique moléculaires (clonage d'insertion de séquences, criblage moléculaire, mutagenèse dirigée, PCR séquençage, ...).

- Au cours de ces expérimentations l'accent est mis sur :
  - L'application et l'intérêt des techniques
  - L'analyse des résultats
  - Les autres applications de ces techniques

### PUBLIC CONCERNÉ

Personnels travaillant en laboratoire de biologie moléculaire.

**Pré-requis :** travailler en laboratoire de biologie moléculaire

### PROGRAMME

#### ENSEIGNEMENTS

##### Les stratégies en biologie moléculaire

- Structure des nucléotides
- Analyse de la transcription, transcriptome
- Analyse de la traduction, protéome
- Structure du génome

#### TRAVAUX DIRIGÉS

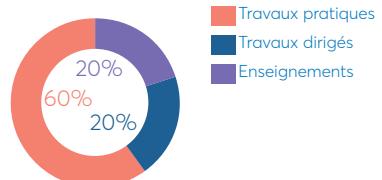
##### Utilisation d'outils informatiques pour :

- Construction de plasmides
- Transformation bactérienne
- Concept d'amorces
- Mutagenèse par PCR

#### PARTIE PRATIQUE - TP

- Purification de nucléotides (ADN et ARN) et de plasmides par différentes méthodes
- Validation de méthodes et de protocole
- Pour illustrer ces concepts 4 ateliers scientifiques sont prévus :
  - Analyse d'un gène par RFLP
  - Clonage et Transgénèse
  - Mutagenèse par PCR

### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 4 jours

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Du 14 au 17 Avril 2026

**COÛT :** 2390 € NET - 8 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB013

**INTERVENANT :** Pr Christian SIATKA,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Genome editing : CRISPR/Cas9

## OBJECTIFS

- Présenter les stratégies de «Genome editing» par le système CRISPR/Cas9
- Exploiter et appliquer un protocole d'editing qui présente les aspects sensibles et stratégiques de l'utilisation du système CRISPR/Cas9
- Etre capable de modéliser et choisir des guides, de structurer un protocole d'édition génomique et d'orienter la stratégie de genome editing sur sa thématique de recherche, qu'elle soit fondamentale ou appliquée

## PUBLIC CONCERNÉ

Toute personne qui souhaite appliquer la technologie.

**Pré-requis :** être initié en génétique moléculaire

## PROGRAMME

### ENSEIGNEMENTS

- Généralités - Historique
- Notions fondamentales
- Genome editing : la modification précise des génomes
- L'anatomie fine de CRISPR/Cas9
  - Les exigences de PAM en plus de SpCas9
  - CPF1: un homologue de Cas9
  - Amélioration du ciblage et de la spécificité de CRISPR avec eSpCas9 et SpCas9-HF1
- Les brevets de CRISPR et la propriété

### TRAVAUX DIRIGÉS

- Les avantages de CRISPR par rapport aux autres systèmes de modification des génomes,
- Comment utiliser CRISPR dans vos expériences
- Comment planifier ses expérimentations
- Quel type de Cas9 choisir
- Création de mutations

### PARTIE PRATIQUE - TP

- Le design du gRNA
- Les outils en ligne :
  - Choix de séquences sgRNA pour knockouts/knockins
  - Le choix d'oligonucléotides pour plasmides Cas9
  - Plasmides d'activations CRISPR/Cas9
- Approche pratique réalisée au travers d'études de cas et de stratégies spécifiques
- Applications en recherche fondamentale et recherche appliquée : ciblage de gènes, de protéines, répression, activation, gene screening

### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 1 jour

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Le 8 Juin 2026

**LOCALITÉ :** VWR International, Rosny-sous-Bois

**DATE :** Le 11 Mars 2026

**COÛT :** 850 € NET

**RÉFÉRENCE :** BB028

**COÛT :** 1400 € NET

**RÉFÉRENCE :** Les 2 sessions BB028+BB036

**INTERVENANT :** Pr Christian SIATKA,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Validation pratique de votre système CRISPR/Cas9

## OBJECTIFS

- Acquérir une procédure complète de validation de son système CRISPR-Cas avant de passer sur son système cellulaire
- Etre capable de réaliser une transcription in vitro. Etre autonome pour réaliser des purifications d'ADN et d'ARN et choisir ses propres "outils" de genome editing

## PUBLIC CONCERNÉ

Toute personne qui souhaite appliquer la technologie.

**Pré-requis : avoir suivi la formation théorique sur Genome editing : CRISPR/Cas9 ou équivalent**

## PROGRAMME

### ENSEIGNEMENTS THÉORIQUES

- Stratégie de clonage des guides
- Le choix des vecteurs d'expressions du système CRISPR/cas9, (eucaryote animal, végétal, procaryote)
- Modulation d'expression d'un système cellulaire par CRISPR cas13
- Les systèmes CRISPRi, CRISPRa

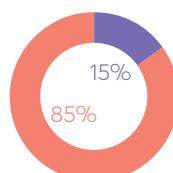
### PARTIE PRATIQUE - TP

**Objet de l'expérimentation sur la journée : validation de vos guide sgRNA**

- Amplification par PCR d'un gène cible
- Contrôle et purification de l'amplonc
- Transcription in vitro du guide et purification du guide
- Choix de la Cas9
- Assemblage In Vitro du guide et de la Cas9
- Hydrolyse in vitro de la cible amplifiée par PCR par le Système CRISPR/cas9
- Contrôle du produit d'hydrolyse par électrophorèse
- Conclusions sur la validation du système



### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Travaux pratiques  
Enseignements

Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 1 jour

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes  
**DATE :** Le 9 Juin 2026

**LOCALITÉ :** VWR International, Rosny-sous-Bois  
**DATE :** Le 12 Mars 2026

**COÛT :** 850 € NET  
**RÉFÉRENCE :** BB036

**COÛT :** 1500 € NET  
**RÉFÉRENCE :** Les 2 sessions BB028+BB036

**INTERVENANT :** Pr Christian SIATKA,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Initiation théorique et pratique à la technique PCR

## OBJECTIFS

Comprendre le principe de la réaction de polymérisation en chaîne (PCR) et savoir la mettre en œuvre dans son laboratoire.

## PUBLIC CONCERNÉ

Cette formation s'adresse plus particulièrement à un public non initié souhaitant acquérir des connaissances sur la technique de PCR.

**Pré-requis :** connaître les bases de la biologie moléculaire

## PROGRAMME

### ENSEIGNEMENTS

#### L'état des connaissances aujourd'hui

- Rappels sur l'organisation des êtres vivants et la structure des génomes (notions de gène, génotype, phénotype, ADN, ARN, protéine)

#### Focus sur la technique de PCR (Réaction de Polymérisation en Chaîne)

- Principe de l'amplification d'ADN par PCR

### TRAVAUX DIRIGÉS

- Amorces et PCR : règles et stratégies de choix des amorces PCR (utilisation d'outils bioinformatiques)
- Optimisations des conditions d'une PCR : température, concentrations, gestes techniques, risque de contamination, qualité et quantité initiale d'ADN, notion de gènes de ménage

### PARTIE PRATIQUE - TP

- Application de la PCR à la recherche de polymorphismes (Génotypage) : notions de marqueurs moléculaires (microsatellites, SNP, RAPD ...)

### Ateliers pratiques

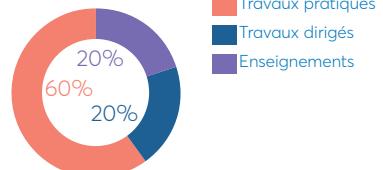
- Extraction d'ADN génomique à partir de différentes sources cellulaires et contrôle de la qualité des ADN extraits
- Identification d'une espèce d'origine bactérienne, végétale ou animale par la technique de PCR (extraction d'ADN, MixPCR, contrôle)
- Analyse des résultats par électrophorèse sur gel d'agarose

### Travaux dirigés

- Présentation des banques de données en ligne
- Analyse de séquences d'ADN par différents logiciels pour le design d'amorces
- Optimisation de conditions de PCR



### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 3 jours

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes  
**DATE :** Du 19 au 21 Mai 2026

**LOCALITÉ :** VWR International, Rosny-sous-Bois  
**DATE :** Du 15 au 17 Décembre 2026

**COÛT :** 1850 € NET - 8 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB014

**INTERVENANT :** Stéphane THEULIER,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# qPCR (PCR quantitative) : de la théorie à la réalisation pratique

## OBJECTIFS

La formation est axée sur l'application de la technologie de la PCR en temps réel (Real-Time PCR), avec un accent particulier sur la pratique.

- Comprendre et appliquer les diverses techniques de quantification des acides nucléiques ARN et ADN
- Acquérir les connaissances théoriques et pratiques permettant de choisir la stratégie de PCR quantitative la mieux adaptée aux contraintes expérimentales
- Avoir une vue d'ensemble des logiciels couramment utilisés pour l'analyse des résultats.

## PROGRAMME

### LES MATINS : COURS ET TRAVAUX DIRIGÉS

#### Présentation des différents principes de la PCR quantitative

- Rappels sur les fondamentaux de la PCR quantitative, notion de Cq, formats de fluorescence, méthodes de calcul de l'efficacité
- Mise au point d'une PCR quantitative : optimisation, validation, plan d'expérience, stratégies de normalisation, dilutions etc.
- Calibration et droite d'étalonnage

#### Stratégies en PCR quantitative

- Méthode par quantification absolue (standard externe)
- Méthode par quantification relative avec et sans standard externe
- Normes MIQE

#### TRAVAUX DIRIGÉS

- Design et conception des amores, choix des amores, résolution des problèmes de spécificité et de sensibilité
- Principes de la PCR relative, choix des gènes de normalisation avec différents logiciels, suivi de la normalisation par la méthode  $\Delta \Delta Ct$

## PUBLIC CONCERNÉ

Ingénieurs, techniciens.

**Pré-requis : maîtriser les techniques de base de la biologie moléculaire**

# BIOCHIMIE, BIOLOGIE CELLULAIRE ET MOLÉCULAIRE

## CONNAISSANCES DE BASE



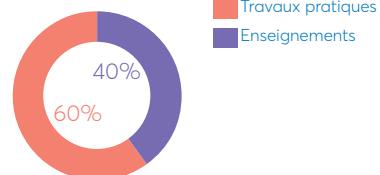
### LES APRÈS-MIDI : LA PRATIQUE

- Mise en place de la méthode par quantification absolue avec sa gamme standard : extraction et purification d'ADN avec différentes méthodes, contrôle du dosage et pureté, plan de plaque, dilutions, établissement des standards, choix des fluorochromes, qPCR et interprétation des résultats
- Réalisation de courbe de fusion et leur interprétation
- Détermination de l'efficacité des amorces :
  - Méthode des dilutions en série et croisées,
  - Utilisation du principe de gradient de température sur des dilutions de standards
- Mise en place de la méthode par quantification relative avec utilisation du  $\Delta \Delta Ct$  avec et sans gamme standard :
  - Extraction et purification d'ARN, contrôle du dosage et pureté, reverse transcriptase, plan de plaque, choix des fluorochromes, qPCR et interprétation des résultats
- Optimisation de l'ensemble des contrôles et surtout leur intérêt (référence au MIQE)
- Principe de détection utilisé : SYBR (EVA) Green, sondes à hydrolyse, Molecular Beacon

### EQUIPEMENT

CFX96 (Bio Rad), Prime pro real time 48 (Techne).

### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Travaux pratiques  
Enseignements

Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 3 jours

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Du 6 au 8 Octobre 2026

**LOCALITÉ :** VWR International, Rosny-sous-Bois

**DATE :** Du 16 au 18 Juin 2026

**COÛT :** 2200 € NET - 6 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB030

**INTERVENANT :** Stéphane THEULIER,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Stratégies de quantifications, perfectionnement et génotypage par qPCR

## OBJECTIFS

Comprendre et appliquer les diverses techniques de quantification des acides nucléiques (ARN et ADN) par PCR en temps réel. La formation est axée sur l'application théorique de la technologie de la PCR en temps réel (Real-Time PCR).

## PUBLIC CONCERNÉ

Personnels de structures, publiques ou privées, qui souhaitent acquérir et approfondir les bases de la PCR quantitative en temps réel.

**Pré-requis : avoir les bases en biologie moléculaire et en PCR**

## PROGRAMME

### ENSEIGNEMENTS

- Rappels sur les bases théoriques de la biologie moléculaire
- Généralités et optimisation sur la PCR
- Présentation des différents principes de la PCR quantitative
- Rappels sur les fondamentaux de la PCR quantitative

### TRAVAUX DIRIGÉS

Mise au point d'une PCR quantitative : Optimisation, Validation, Plan d'expérience, Stratégies de Normalisation, Dilutions limites, Standards externes/internes, Réalisation d'une quantification absolue, Calibration et droite d'étalonnage.

### STRATÉGIES EN PCR QUANTITATIVE

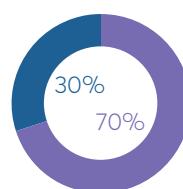
- Organisation d'un laboratoire de PCR en temps réel
- Conditions de travail
- Choix de réactifs
- Validation de méthode

### ÉTUDES DE CAS – TRAVAUX DIRIGÉS – ANALYSES DE PROTOCOLES

- Étude d'une gamme de calibration ; Calculs de Cq et analyse différentielle de Cq ; Mesures de l'efficacité ; Réalisation d'une gamme de référence, calibration et droite d'étalonnage ; Variante de la méthode des droites standard ; Estimation de la spécificité d'amplification, analyse de sa fonction dérivée. Analyse de polymorphismes par HRM (courbes de fusion à haute résolution)
- Études de cas et conseils spécifiques aux participants



### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Travaux dirigés  
Enseignements

Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 3 jours

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Du 24 au 26 Mars 2026

**COÛT :** 1850 € NET - 8 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB015

**INTERVENANT :** Pr Christian SIATKA,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# PCR digitale: (dPCR)

## OBJECTIFS

- Comprendre et appliquer les diverses méthodes et techniques de quantification des acides nucléiques ARN et ADN
- Acquérir les connaissances théoriques et pratiques de la dPCR
- Quantification absolue
- Avoir une vue d'ensemble des logiciels couramment utilisés pour l'analyse des résultats

## Présentation de la technique de la dPCR :

- Génération et partition en micro gouttelettes
- Préparation des échantillons
- Utilisation du système de fluidique
- Lecture par fluorescence
- Estimation de la quantification et concentration de la cible
- Correction de l'estimation avec la Loi Poisson et ses différents paramètres

## PUBLIC CONCERNÉ

Tout public ayant des connaissances de bases en biologie moléculaire.

**Pré-requis : maîtriser les techniques de base de la biologie moléculaire**

## PROGRAMME

### MATINS : COURS ET TRAVAUX DIRIGÉS

#### Rappel sur la technique de la qPCR

- Rappels sur les fondamentaux de la PCR quantitative, notion de C<sub>q</sub>, formats de fluorescence, méthodes de calcul de l'efficacité
- Mise au point d'une PCR quantitative : Optimisation, Validation, Plan d'expérience
- Stratégies de Normalisation, Dilutions etc.
- Calibration et droite d'étalonnage

#### Stratégies de la dPCR :

- Quantification absolue : détermination du nombre de copies d'un gène
- Variation du nombre de copies : CNV
- Détection d'un évènement rare : mutation rare avec détermination de l'abondance d'une mutation dans un mélange de cellules normales
- Quantification de pathogènes : virus, bactéries, parasites
- Expression génique : intérêt pour visualiser de faibles variations d'expression

## NORMES DIGITAL MIQE

#### Travaux dirigés :

- Design et conception des amores, choix des amores, résolution des problèmes de spécificité et de sensibilité
- Etude de cas et analyses de résultats à partir d'exemples

# BIOCHIMIE, BIOLOGIE CELLULAIRE ET MOLÉCULAIRE CONNAISSANCES DE BASE



## Après-midi : travaux pratiques

- Mise en place de la méthode de quantification absolue avec détermination du nombre de copies d'un gène et/ou quantification de pathogène : virus, bactéries, parasites ...
  - Extraction et purification d'ADN avec différentes méthodes
  - Contrôle du dosage et pureté
  - Préparation des échantillons
  - Plan de plaque
  - Lecture par fluorescence
  - Interprétation des résultats
- Mise en place de la méthode par expression génique avec pour intérêt la visualisation de faibles variations d'expression
  - Extraction et purification d'ARN
  - Contrôle du dosage et pureté
  - Reverse transcriptase
  - Préparation des échantillons
  - Plan de plaque
  - Lecture par fluorescence
  - Interprétation des résultats
- Optimisation de l'ensemble des contrôles et leurs intérêts (référence au Digital MIQE)

## Equipement

- Principe de détection utilisées : EVA Green, sondes Taqman
- Travaux pratiques sur QX 200 et système NAICA

## RÉPARTITION DE LA FORMATION



Travaux pratiques  
Travaux dirigés  
Enseignements

Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

DURÉE : 3 jours

LOCALITÉ : École de l'ADN, Nîmes  
DATE : Du 17 au 19 Novembre 2026

LOCALITÉ : VWR International, Rosny-sous-Bois  
DATE : Du 2 au 4 Juin 2026

COÛT : 2200 € NET - 6 stagiaires maximum

RÉFÉRENCE : BB037

INTERVENANT : Stéphane THEULIER,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Revue des nouvelles générations de séquençage (NGS) et analyse des données associées

## OBJECTIFS

- Faire une revue exhaustive des différentes technologies de séquençage haut débit, détection de variant, génotypage SNP, étude du transcriptome
- Initiation à la plateforme GALAXY pour l'analyse de données de séquençage

## PUBLIC CONCERNÉ

Cette formation s'adresse à un public initié à la biologie moléculaire et à la génétique : techniciens, ingénieurs et chercheurs.

**Pré-requis :** travailler en laboratoire de biologie moléculaire et être initié en génétique moléculaire

## PROGRAMME

### NGS, NEXT GENERATION SEQUENCING : ÉVOLUTION DES TECHNIQUES DE SÉQUENÇAGE, UTILITÉ ET PERSPECTIVES

- NGS seconde génération : Illumina, Roche 454, SOLiD Applied
- NGS troisième génération : Pacific Biosciences
- NGS quatrième génération : Nanopore

### ANALYSES BIOINFORMATIQUES

- Structure des gènes et annotation
- Analyse des génomes
- Banques de séquences et moteurs de recherche (Genbank, EMBL, Swissprot, NCBI, Entrez, SRS)

### ANALYSES DE DONNÉES DE SÉQUENÇAGE À PARTIR DE LA PLATEFORME GALAXY

- Alignement, assemblage et mapping sur un génome de référence
- Détection de SNP/variant
- étude de RNA-seq (transcriptome)
- Exome-seq



Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 2 jours

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Les 21 et 22 Avril 2026

**LOCALITÉ :** VWR International, Rosny-sous-Bois

**DATE :** Les 9 et 10 Novembre 2026

**COÛT :** 1350 € NET - 8 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB024

**INTERVENANT :** Pr Christian SIATKA,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Analyses de séquences, utilisation des outils bio-informatiques

## OBJECTIFS

- Comprendre l'outil informatique dans le domaine de la biologie moléculaire, spécifiquement pour l'utilisation des bases de données et l'identification de caractéristiques biologiques simples
- Acquérir les compétences nécessaires à l'analyse bioinformatique de séquences
- Identifier les principales bases de données et outils d'interrogation en ligne
- Se familiariser avec les principaux outils d'analyses et d'alignements de séquences
- Comparaisons de séquences, phylogénie

**Application pour les séquences nucléiques :** identification de primers pour la PCR

**Traitements plus complexes** établissant des relations entre les séquences (recherche de motifs et d'homologies, phylogénie...)

## PUBLIC CONCERNÉ

Personnels scientifiques initiés ou non à la biologie moléculaire.

**Pré-requis : bases de biologie moléculaire**

## PROGRAMME

### ENSEIGNEMENTS

#### Les bases de la bio-informatique

Interrogation de banques de données ; moteurs de recherche

### TRAVAUX DIRIGÉS

#### Stratégies pour l'analyse des séquences

- Nettoyage et interrogation de bases de données à partir de séquence SANGER
- Manipulation de données de séquençage NGS à partir de la plateforme GALAXY

### PARTIE PRATIQUE – TP

#### Stratégies et méthodologie

- Choix des outils informatiques
- Comparaison et alignement de séquences (alignements multiples)
- Assemblage, identification de structures génétiques
- Génétique : recherche de motifs et de parties codantes

## RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 2 jours

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Les 6 et 7 Avril 2026

VWR International, Rosny-sous-Bois  
Les 12 et 13 Novembre 2026

**COÛT :** 1350 € NET - 8 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB016

**INTERVENANT :** Pr Christian SIATKA,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# NGS sur MinION OXFORD NANOPORE : Prise en main et exploitation des données

## OBJECTIFS

- Appréhender l'utilisation de l'équipement et savoir mettre en place une stratégie de séquençage adaptée à l'analyse recherchée (type d'échantillons, thématique, résultats recherchés, etc.) ;
- Design de banques d'ADN et/ou d'ARN ;
- Savoir exploiter l'interface ;
- Appréhender l'utilisation des logiciels de traitement des séquences et savoir faire le parallèle avec d'autres logiciels et workflow (EPI2ME Agent™ ; EPI2ME Labs™ ; Galaxy™).

## PUBLIC CONCERNÉ

Tout public qui va travailler sur le système MinION Nanopore.

**Prerequis : maîtriser les bases de la biologie moléculaire**

## PROGRAMME

### Enseignements théoriques :

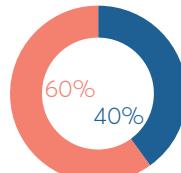
- Principe du séquençage : du design des nanopores, des canaux, des puits et de la flow cell ;
- Présentation des différents kits de séquençage ;
- Work-flow de plateforme de séquençage : Préparation des échantillons - Chargement de la puce – Mise en route du séquençage – Suivi du séquençage -Téléchargement des données.
- Principe de préparation d'une banque d'ADN ou d'ARN ;
- Nettoyage et conservation de la flow-cell ;
- Suivi du contrôle qualité du séquençage (QC - Qscore) ;
- Explication de l'ensemble de l'interface

### Travaux pratiques :

- Préparation d'une librairie à partir de plusieurs échantillons - Utilisation d'un kit (à déterminer en fonction de l'échantillon) : Contrôle qualité de la flow-cell ;
- Design du « priming mix » ; contrôle de Qualité ;
- Chargement de la puce ;
- Mise en place et Suivi du séquençage via l'interface ;
- Exploitation des données générées avec les logiciels EPI2ME Agent™ ; EPI2ME Labs™ et d'autres workflow de Galaxy™.



## RÉPARTITION DE LA FORMATION



Travaux pratiques  
Travaux dirigés

Evaluation des Acquis TD et TP

**DURÉE :** 2 jours

**LOCALITÉ :** Ecole de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Les 5 et 6 Mai 2026

Les 29 et 30 Octobre 2026

**COÛT :** 1470 € NET - 3 stagiaires minimum et 8 maximum

**RÉFÉRENCE :** BB035

**INTERVENANT :** Pr Christian Siatka et Stéphane Sauvagère,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# NGS sur GridION OXFORD NANOPORE : Prise en main et exploitation des données

## OBJECTIFS

- Appréhender l'utilisation de l'équipement et savoir mettre en place une stratégie de séquençage adaptée à l'analyse recherchée (type d'échantillons, thématique, résultats recherchés, etc.)
- Design de banques d'ADN et/ou d'ARN
- Savoir exploiter l'interface
- Appréhender l'utilisation des logiciels de traitement des séquences et savoir faire le parallèle avec d'autres logiciels et workflow.
- Introduction au flux de travail d'appel de base et d'analyse EPI2ME

## PUBLIC CONCERNÉ

Tout public qui va travailler sur le système GridION Nanopore.

**Prérequis : maîtriser les bases de la biologie moléculaire**

## PROGRAMME

### Enseignements théoriques :

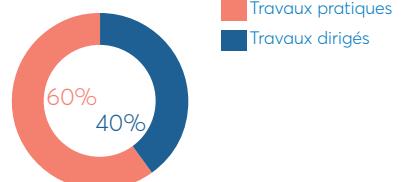
- Principe du séquençage : du design des nanopores, des canaux, des puits et de la flow cell
- Présentation des différents kits de séquençage
- Work-flow de plateforme de séquençage : Préparation des échantillons - Chargement de la puce – Mise en route du séquençage – Suivi du séquençage - Téléchargement des données
- Principe de préparation d'une banque d'ADN ou d'ARN
- Nettoyage et conservation de la flow-cell
- Suivi du contrôle qualité du séquençage (QC - Qscore)
- Explication de l'ensemble de l'interface

### Travaux pratiques :

- Préparation d'une librairie à partir de plusieurs échantillons - Utilisation d'un kit (à déterminer en fonction de l'échantillon)
- Contrôle qualité de la flow- cell
- Design du « priming mix » ; contrôle de Qualité
- Chargement de la puce
- Mise en place et suivi du séquençage via l'interface
- Exploitation des données générées avec les logiciels EPI2ME



## RÉPARTITION DE LA FORMATION



## Evaluation des Acquis TD et TP

**DURÉE :** 2 jours

**LIEU :** Sur site client

**COÛT :** 5200 € NET - 1 stagiaire minimum et 8 maximum

**RÉFÉRENCE :** SERVT100429

**INTERVENANT :** Pr Christian Siatka et Stéphane Sauvagère, Ecole de l'ADN de Nîmes

# Bio-informatique : Analyse de communautés microbiennes par métabarcoding avec le langage R

Formation réalisée sous deux versions :

- Analyse bio-informatique pour données métabarcoding short reads
- Analyse bio-informatique pour données métabarcoding long reads

## OBJECTIFS

L'objectif de cette formation est de vous permettre d'acquérir une autonomie dans l'analyse de données de séquençage en métabarcoding de vos communautés microbiennes, de la préparation des données jusqu'à leur interprétation.

À la fin de la formation, les participants seront capables de :

- Préparer les séquences brutes pour analyse
- Réaliser une analyse complète de données de métabarcoding
- Interpréter les résultats statistiques
- Produire des visualisations pertinentes

## PUBLIC CONCERNÉ

Cette formation s'adresse aux chercheurs, ingénieurs d'étude ou de recherche, chargés de projet, doctorants, post-doctorants, étudiants, techniciens en biologie, microbiologie, ou écologie microbienne. Cette formation est adaptée aux débutants souhaitant s'initier à la bio-informatique et est accessible à un public non spécialisé en bio-informatique.

## PRÉREQUIS

Une expérience, même basique, avec le langage de programmation R et l'interface Rstudio est toutefois fortement recommandée afin de tirer le maximum de bénéfices de cette formation.

## PROGRAMME

**Présentation du métabarcoding :**  
principe, objectifs, avantages, inconvénients, limitations

**Présentation et installation des outils**  
R, Rstudio, et packages nécessaire aux analyses

### Bio-informatique

Principe de l'analyse bio-informatique des séquences

- Nettoyage et filtrage des séquences
- Correction des erreurs, inférence et clustering
- Assignation taxonomique

### Biostatistiques

- Analyse de la diversité (Alpha, Beta)
- Analyse de la composition

### Discussion autour des différentes technologies de séquençage

Long reads / short reads

### Démonstration pratique et travaux pratiques sur données réelles

Une mise en pratique sur un jeu de données de test pour chacune des étapes sera effectuée.

### Modalités pratiques

#### Documentation fournie

- Support de cours détaillé
- Scripts R commentés
- Jeux de données d'exemple
- Ressources bibliographiques

#### Matériel requis

- Ordinateur portable personnel
- R (version 4.4.2 minimum) et RStudio préinstallés
- Minimum 16Go de RAM recommandés
- Un jeu de données propre à vos thématiques de recherche (facultatif)

**DUREE** 3 jours

**LOCALITE** : Ecole de l'ADN de Nîmes, Nîmes

**DATE** : 14 au 16 Octobre 2026

**COUT**: 2200 €

**NOMBRE DE PARTICIPANTS** : 3 minimum à 6 pers maximum

**INTERVENANT** : Vincent CHOCHOIX

# « Screening » et diagnostic des microbiotes en physiologie humaine et/ou dans les écosystèmes terrestres et aquatiques

## OBJECTIFS

Appréhender les différentes techniques et technologies de métaprotéomiques (séquençage, outils bio-informatiques, analyses NGS...) à des fins de diagnostic et de screening des microbiotes en physiologie humaine et /ou pour l'investigation des microbiotes dans les écosystèmes terrestres et aquatiques.

## PUBLIC CONCERNÉ

Cette formation s'adresse à toute personne souhaitant faire le lien entre les études moléculaires et le screening microbiologique en matière de santé humaine.

**Pré-requis :** Cette formation s'adresse à des personnes présentant déjà des bases solides en biologie moléculaire. (Module 2 de biologie moléculaire, les fondamentaux théoriques et pratiques en microbiologie)

## PROGRAMME

### Enseignements théoriques :

- i) Appréhender les NNGS avec un focus spécifique sur la technologie d'Oxford Nanopore™ et le MinION ;
- ii) Appréhender les banques de séquences et moteurs de recherche (Genbank, EMBL, Swissprot, NCBI, Entrez, SRS) ;
- iii) Appréhender la diversité des microbiotes en physiologie humaine (étude de la diversité des microbiotes, lien avec le métabolisme, lien avec la physiopathologie) ;
- iv) Appréhender la diversité des microbiotes dans les écosystèmes terrestres et aquatiques (implication dans les cycles biogéochimiques, implication dans le cycle de la matière...) ;

### Travaux dirigés :

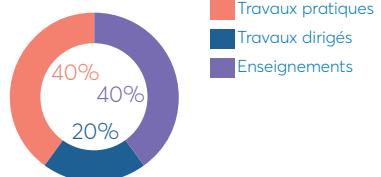
- i) Manipulation de données de séquençage NGS à partir de la plateforme GALAXY ;
- ii) Nettoyage des données ;
- iii) Screening de communauté bactérienne sur des microbiotes spécifiques par alignement de séquence. (Alignements multiples) (Recherche spécifique région V3, V4, V5 ou long-reads).

### Travaux pratiques :

- Analyses de résultats de séquençage obtenus à partir du MinION d'Oxford Nanopore™ (étude de cas concret). L'ensemble du logigramme d'analyse sera ainsi apporté par cette étude de cas concret.



## RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : TP.

**DURÉE :** 3 jours

**LOCALITÉ :** Ecole de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Du 8 au 10 Avril 2026  
Du 20 au 22 Octobre 2026

**COÛT :** 2300 euros net – 8 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB039

**INTERVENANT :** Stéphane SAUVAGERE,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Identification de micro-organismes par l'approche moléculaire

## OBJECTIFS

Actualiser ou approfondir ses connaissances sur les aspects théoriques et pratiques de la biologie moléculaire appliquée à l'analyse et l'identification de microorganismes types bactéries, moisissures ou algues.

Cette formation aborde toute la stratégie et la méthodologie spécifique à :

- L'identification de microorganismes type bactéries et champignons
- L'analyse de séquence
- L'approche par NGS
- L'établissement de dendrogrammes

**Au cours de ces expérimentations l'accent est mis sur :**

- L'application des techniques
- L'analyse des résultats
- Les secteurs d'application

## PUBLIC CONCERNÉ

Personnels scientifiques.

**Pré-requis : bases de biologie moléculaire**

## PROGRAMME

### ENSEIGNEMENTS

- Structure des nucléotides et des génomes
- Méthode moléculaire d'identification des espèces et/ou variétés
- Approche des techniques de séquençage NGS
- Techniques d'extraction d'ADN

### TRAVAUX DIRIGÉS

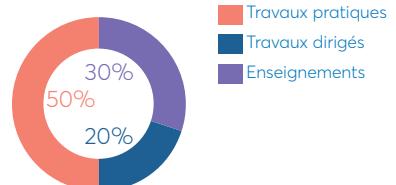
- PCR, RT-PCR
- PCR quantitative
- Nouvelles générations de séquençage haut débit

### PARTIE PRATIQUE – TP

**Pour illustrer ces concepts 3 ateliers scientifiques sont prévus**

- Stratégie d'extraction d'ADN
- Dosage et pureté de l'ADN
- Identification bactérienne par PCR quantitative
- Analyses de séquences issues de la méthode SANGER
- Mise en place d'un typage de souche par la technique MLST

## RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 3 jours

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Du 17 au 19 Mars 2026  
Du 17 au 19 Novembre 2026

**COÛT :** 1800 € NET - 6 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** BB017

**INTERVENANT :** Stéphane SAUVAGERE,  
École de l'ADN de Nîmes

# La phylogénie moléculaire

## OBJECTIFS

S'approprier par la pratique des informations claires sur les différentes techniques de base utilisées en phylogénie moléculaire.

Se familiariser avec les ressources et les outils couramment utilisés en bio-informatique (NCBI, Blast, Serial Cloner, Seaview, BEAST).

## PUBLIC CONCERNÉ

Cette formation s'adresse à un public possédant des bases de phylogénie et de bio-informatique.

**Pré-requis : être initié en génétique moléculaire**

## PROGRAMME

### ENSEIGNEMENTS

#### Notions Théoriques

- Structure du génome
- Structure des nucléotides

#### Notions de Bioinformatique

- Introduction à l'analyse phylogénétique

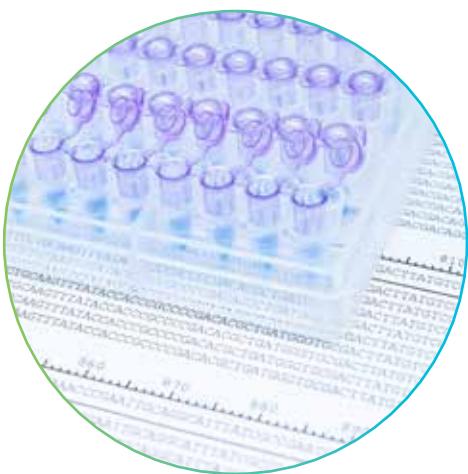
### TRAVAUX DIRIGÉS

- La phylogénie (plus spécifiquement la phylogénie moléculaire)
- Construction et réalisation d'arbre phylogénétique

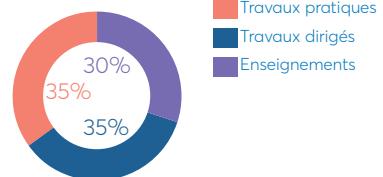
### PARTIE PRATIQUE – TP

#### Travaux pratiques de bioinformatique

- Recherche d'information et ressources dans les banques
- Etudes et alignement de séquences
- Modèles d'évolution, modèles d'arbres
- Méthodes de distances et de parcimonie
- Méthodes de maximum de vraisemblance
- Phylogénie BAYESIENNE (logiciel BEAST)
- Lecture d'arbres



## RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : QCM, TD et TP.

**DURÉE :** 2 jours

**LOCALITÉ :** École de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Les 26 et 27 Mai 2026

**COÛT :** 1350 € NET - 8 stagiaires maximum.

**RÉFÉRENCE :** BB035

**INTERVENANT :** Pr Christian SIATKA,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# L'ADN environnemental: Concepts - techniques d'analyses et applications

## OBJECTIFS

- Appréhender l'ensemble des techniques d'investigations moléculaires en matière d'analyse de l'ADN environnemental, à des fins de bio-surveillance et de diagnostic des écosystèmes terrestres et aquatiques.
- Comparer l'analyse de l'ADN environnemental avec les méthodes traditionnelles en matière de suivi de la biodiversité : les atouts, les limites.

## PUBLIC CONCERNÉ

Cette formation s'adresse à toute personne exerçant une activité professionnelle dans les secteurs de l'environnement, de l'écologie des populations ou des communautés, de la biologie de la conservation / restauration. Cette dernière peut-être aussi intéressante pour des vétérinaires, épidémiologistes, personnels de bureau d'études en écologie, gestionnaire de zones protégées.

**Pré-requis :** Cette formation s'adresse à des personnes ayant déjà des bases solides en biologie générale. Un profil multidisciplinaire est souhaitable avec de larges connaissances en écologie. Une coloration en santé est un plus, notamment dans le cadre des études s'incluant dans une démarche One Health. Des connaissances en techniques de biologie moléculaire sont indispensables

## PROGRAMME

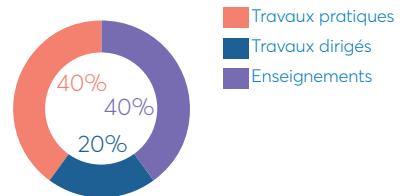
### Enseignements théoriques :

- Mise en contexte de l'ADN environnemental : intérêt dans le diagnostic environnemental, le suivi et la gestion de la biodiversité. Prévention des risques microbiologiques environnementaux.
- Types de matrices utilisées pour récolter l'ADN environnemental et mise en évidence des problématiques qui peuvent être rencontrées et des moyens de remédiation.
- Types d'échantillonnages réalisés avec optimisation.
- Modalités d'extraction et d'amplification de l'ADN environnemental.
- Applications de l'étude de l'ADN environnemental : détection de nouvelle espèce, estimation d'abondance, estimation de la biodiversité....
- Ouverture sur l'utilisation de l'ARN environnemental : atouts – limites.

### Travaux dirigés et travaux pratiques :

- Analyses de jeux de données de séquençage pour une étude de diversité et réaliser un inventaire.

### RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : TD.

**DURÉE :** 2 jours

**LOCALITÉ :** Ecole de l'ADN, Nîmes

**DATE :** : Les 15 et 16 Avril 2026

**DATE :** :Les 30 Septembre et 1er Octobre 2026

**COÛT :** 1300 € NET – 8 stagiaires maximum

**RÉFÉRENCE :** EN061

**INTERVENANT :** Stéphane SAUVAGERE, Ecole de l'ADN de Nîmes

# Concept One Health : symbiose entre santé des écosystèmes et santé publique : de la théorie aux outils d'applications

## OBJECTIFS

- Appréhender les notions fondamentales et théoriques dans une démarche One Health tout en sachant utiliser les outils techniques, technologiques et biologiques permettant la mise en pratique de cette dernière

- Versant économique, gouvernemental et politique de gestion de crise : quand les pays doivent allier problématiques environnementales, préservation de la biodiversité et problématiques politico-socio-économiques
- Dimension éthique et bioéthique de la démarche One Health.

## PUBLIC CONCERNÉ

Cette formation s'adresse à toute personne travaillant dans le secteur de la santé, de l'environnement, de l'écologie et des biotechnologies souhaitant s'ouvrir aux autres champs disciplinaires indispensables à l'élaboration de projet s'incluant dans un concept One Health.

**Pré-requis :** Cette formation s'adresse à des personnes présentant déjà des bases solides en biologie générale avec une coloration en santé et en écologie. Un profil multidisciplinaire est souhaitable. Des connaissances en techniques de biologie moléculaire seront appréciées..

## PROGRAMME

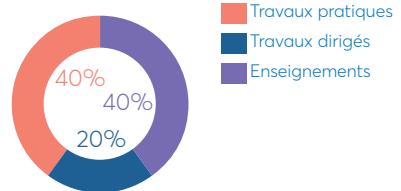
### Enseignements théoriques :

- Mise en exergue et définition des concepts One Health, EcoHealth, Planetary Health et santé globale
- Activités anthropiques et conséquences sur la santé des écosystèmes et la santé humaine
- Interactions inter- et intra-spécifiques et zoonoses : risques pour les populations animales et humaines
- Antibio-résistance, maladies émergentes et maladies infectieuses : les défis de demain
- Microbiome humain et microbiome environnemental : un équilibre fragile : des interactions multifactorielles
- La phylodynamique : quand la symbiose entre phylogénie et épidémiologie permet le suivi et la traçabilité des épidémies et des pandémies
- Les différents outils en matière de diagnostic s'incluant dans la démarche One Health : les différentes types de bio-indicateurs, l'ADN environnemental, la métagénomique, l'éventail des méthodes « omics »
- Concept one Health et santé au travail : Normes ISO 14 001, ISO 45 001 : Systèmes de management HSE

### Travaux dirigés et travaux pratiques :

- Études de cas concrets : la pandémie du COVID19, Fièvre de la Vallée du Rift, Ebola, Zika
- Manipulation de données de séquençage à partir de la plateforme GALAXY
- Nettoyage des données et sélection des séquences
- Établir des arbres phylogénétiques dans un cadre de phylodynamique à partir du logiciel MEGA11

## RÉPARTITION DE LA FORMATION



Evaluation des acquis : Travaux pratiques

**DURÉE :** 2 jours

**LOCALITÉ :** Ecole de l'ADN, Nîmes

**DATE :** Les 12 et 13 Mars 2026

**LOCALITÉ :** VWR International, Rosny-sous-Bois

**DATE :** Les 15 et 16 Septembre 2026

**COÛT :** 1300 € NET – 8 stagiaires maximum et 2 minimum

**RÉFÉRENCE :** EN060

**INTERVENANT :** Stéphane SAUVAGERE,  
Ecole de l'ADN de Nîmes

# Formations techniques & séminaires scientifiques

## NOS ENGAGEMENTS POUR L'ENSEMBLE DES FORMATIONS PROPOSÉES :

### AVANT LA FORMATION

1. Un questionnaire est envoyé au service formation du stagiaire, avant la formation afin de déterminer le niveau du stagiaire, par rapport à la formation qu'il va suivre et connaître les attentes spécifiques éventuelles du stagiaire ou de sa société par rapport à la formation. Celui-ci doit nous être retourné au moins 10 jours avant le début de la formation
2. Au démarrage de la session, le formateur présente le programme et les objectifs de la formation puis confirme les attentes des stagiaires concernant la formation
3. Pour les formations en intra, le formateur construit son programme en prenant en compte les échanges avec la personne compétente de l'entreprise du stagiaire

### EVALUATION DES ACQUIS

Celle-ci peut prendre différentes formes et différer d'une formation à une autre. Elle est réalisée tout au long et/ou en fin de formation sous la forme de:

1. Mises en situation
2. Participation du stagiaire lors de la formation
3. QCM
4. Etudes de cas et/ou exercices sur table/ applications numériques
5. Pédagogie ludique, quizz
6. Questions orales
7. Travaux dirigés
8. Travaux pratiques

### A LA FIN DE LA FORMATION

1. Une attestation de fin de formation portant mention du résultat de l'évaluation des acquis est remise au stagiaire en mains propres par le formateur
2. Une évaluation à chaud, pour mesurer le degré de satisfaction du stagiaire et l'atteinte des objectifs de la formation, est effectuée par les stagiaires. Celle-ci est également envoyée au service formation du stagiaire
3. Un support de formation papier et/ou numérique est remis au stagiaire

### APRES LA FORMATION

Un suivi du stagiaire, après la formation, peut être, éventuellement, fait à la demande et en fonction de la disponibilité du formateur.

### DUREE DES FORMATIONS

Celles-ci sont exprimées en jours et correspondent aux nombre d'heures suivantes : 0,5 jour = 3,5 heures ; 1 jour = 7 heures ; 2 jours = 14 heures; 3 jours = 21 heures ; 4 jours = 28 heures

### FORMATEURS

Nos formateurs sont sélectionnés en fonction de leurs compétences pédagogiques, expertises métier et expériences professionnelles.

### SUIVI DE LA PRÉSENCE DES STAGIAIRES

Une feuille de présence est signée, par demi-journée, par les stagiaires et le formateur tout au long de la formation.

### PRISE EN COMPTE DU HANDICAP

Selon le type de handicap, certaines formations pourraient ne pas être réalisables dans nos locaux (manipulation de produits chimiques ou microbiologiques). Une solution sera alors recherchée, en concertation avec l'employeur du stagiaire, par exemple dans les locaux de travail de ce dernier ou en liaison avec des organismes spécialisés sur le handicap.

### AUTRES SITUATIONS

Le Code du Travail ou le Code de la Santé Publique peuvent également limiter l'accès de certaines formations à certaines personnes où ont lieu, par exemple, des manipulations de produits chimiques ou microbiologiques. C'est le cas des femmes enceintes ou des femmes allaitantes dans les situations mentionnées dans les textes légaux.

### DELAI D'ACCÈS A UNE FORMATION

L'inscription à une formation peut avoir lieu jusqu'à 30 jours avant la date de sa réalisation (date indiquée sur ce catalogue). Passé ce délai, merci de nous contacter par mail à : [formation.fr@vwr.com](mailto:formation.fr@vwr.com) afin de vérifier la disponibilité et possibilité d'inscription.



La certification qualité a été délivrée au titre de la catégorie d'action suivante : **ACTIONS DE FORMATION**

Feuille d'inscription à nous retourner par courriel complétée

## FORMATION

**Titre :** \_\_\_\_\_  
**Dates :** \_\_\_\_\_ **Prix net :** \_\_\_\_\_  
**Référence formation :** \_\_\_\_\_

## PARTICIPANT

**Nom :** \_\_\_\_\_  
**Prénom :** \_\_\_\_\_  
**Fonction :** \_\_\_\_\_ **Service :** \_\_\_\_\_  
**Téléphone :** \_\_\_\_\_  
**E-mail :** \_\_\_\_\_

## ENTREPRISE (À INDICER SUR CONVENTION DE FORMATION)

**Raison sociale :** \_\_\_\_\_  
**Adresse :** \_\_\_\_\_  
**Téléphone :** \_\_\_\_\_ **E-mail :** \_\_\_\_\_

## DOSSIER SUIVI PAR

**Responsable formation :** \_\_\_\_\_  
**Adresse service formation :** \_\_\_\_\_  
**Téléphone :** \_\_\_\_\_ **E-mail :** \_\_\_\_\_  
**Nom de l'organisme à facturer (OPCO, autre, Entreprise ?) :** \_\_\_\_\_  
**Adresse :** \_\_\_\_\_  
**Date :** \_\_\_\_\_

## Signature et cachet de l'entreprise :

Le signataire s'engage à accepter les conditions d'inscription détaillées sur le bulletin d'informations générales des formations techniques et séminaires scientifiques VWR International.

VWR International est un centre de formation enregistré sous le numéro 11940188994. (Ce numéro ne vaut pas agrément de l'Etat)

## Informations générales

### INSCRIPTION

Il suffit de nous adresser le bulletin d'inscription par courrier ou par courriel, pour la (ou les) formation(s) de votre choix. Le nombre de places étant limité, nous vous conseillons de vous inscrire quelques mois à l'avance. Une confirmation de votre inscription vous sera adressée dès réception de celle-ci. Nous vous ferons parvenir une convocation, un plan d'accès, ainsi qu'une convention de stage par courriel, dont il vous appartiendra de nous retourner un exemplaire signé. Votre inscription sera alors définitive. Une facture sera établie à la fin de la formation. Un certificat de stage sera délivré à chaque participant, à l'issue de la formation.

Le prix de la formation comprend :

- L'animation
- Les fascicules de cours
- Les repas du midi (pour les formations ayant lieu dans les locaux de VWR International)
- Les pauses

Les prix affichés appliquent l'exonération de TVA en accord avec l'article 261-4-4° du Code Général des Impôts et s'entendent par stagiaire.

### INTERVENANTS

Pour certains sujets spécifiques, des intervenants extérieurs faisant autorité dans leur domaine, pourront animer les formations.

### FORMATIONS PERSONNALISÉES

Nous vous offrons également la possibilité de suivre des formations sur votre site. Les programmes sont adaptables selon vos besoins, les contenus sont définis en commun. Pour tous renseignements complémentaires, n'hésitez pas à nous contacter. Nos formations ont lieu en présentiel. Certaines sont proposées en visio-conférence.

### ANNULATION

VWR International se réserve le droit de reporter une session, pour préserver un meilleur équilibre dans les groupes, ou, pour des raisons plus générales, d'annuler une formation. Nous vous proposerons alors de vous inscrire à une autre session. En cas d'annulation par le stagiaire dans un délai inférieur à quinze jours avant le début de la formation, le montant de la formation sera facturé, ou sera reporté sur une formation équivalente. Ce report ne pourra avoir lieu qu'une seule fois. Toute annulation, pour être effective, devra être confirmée par lettre ou courriel.

## À RETOURNER PAR COURRIER À :

### VWR International S.A.S

Centre de Formation Clients | L'Estréo - 1-3 rue d'Aurion | 93110 Rosny-Sous-Bois  
Ou par courrier électronique à : [formation.fr@vwr.com](mailto:formation.fr@vwr.com) | Téléphone service formation : 06 58 80 60 94

---

## CONTACTEZ-NOUS !

Vous pouvez nous transmettre à tout moment votre demande par email  
à l'adresse : [formation.fr@vwr.com](mailto:formation.fr@vwr.com)

nous contacter par téléphone au **06 58 80 60 94**

ou nous envoyer un courrier postal à l'adresse de VWR International S.A.S

Visitez : <https://www.avantorsciences.com/fr/fr/services/formation>