

# Plateforme de microscopie photonique

Département de biochimie et médecine moléculaire, Université de Montréal

Professeur responsable de la section : Dr Daniel Zenklusen

Responsable, conseils et support technique: Monique Vasseur

Coordonnateur de la microscopie avancée : Nicolas Stifani

## ACCESSIBILITÉ

La plateforme de microscopie photonique est accessible à tous les chercheurs de l'UdeM sans égard à leur affiliation départementale et facultaire. Elle est aussi accessible aux usagers externes des milieux académiques et industriels.

## UTILISATION DES MICROSCOPES

L'utilisation des microscopes est sujette au respect des règlements de la plateforme de microscopie photonique et à des frais compilés à la demi-heure. Il est interdit d'utiliser un appareil avant d'avoir reçu la formation requise par le responsable de l'appareil ou du système en question.

## FORMATION

Les formations acceptées sont celles offertes par le ou la responsable de l'appareil. Leur durée varie d'une heure à 3 heures selon la complexité du système et les connaissances de l'utilisateur.

## RÉSERVATION EN LIGNE

Chaque séance au microscope doit être réservée en ligne - voir la page web du département dans la section Recherche <http://biochimie.umontreal.ca/plateformes-scientifiques-bmm/> « Réservation en ligne » (FACES, groupe BISTROP). Voir Monique Vasseur pour un login.

## CONSEILS, SUPPORT TECHNIQUE

Demander au responsable ou au co-responsable du microscope :

Monique Vasseur, [monique.vasseur@umontreal.ca](mailto:monique.vasseur@umontreal.ca), local D-333, téléphone (514) 343-6111 poste 5148

Nicolas Stifani, [nicolas.stifani@umontreal.ca](mailto:nicolas.stifani@umontreal.ca), local D-333, téléphone (514) 343-6111 poste 5148

Aurélien Fouillen pour l'accès à l'Elyra [aurelien.fouillen@umontreal.ca](mailto:aurelien.fouillen@umontreal.ca), local A-209, poste 5231

## DESCRIPTION DES APPAREILS

Microscopes à épifluorescence	Détecteur	Logiciel	Responsable
<b>Nikon Eclipse TE2000E</b> Inversé plein champ « <i>Widefield</i> », ..... Fond clair, Contraste de phase (60x/1.40 Ph3) Automatisé, pour plaque, Pétri 35 mm ou lame Englobé dans chambre noire pour luminescence Live Cell, Température et CO <sub>2</sub> <i>Perfect Focus</i> avec LED de 780 +/- 5 nm 10x/0.30, 20x/0.45, 40x/0.60, 40x/0.90, 40x/0.95, 60x/0.70, 60x/1.40 oil, 100x/1.45 oil X-Cite 120 (lampe métal-halide) Cubes : DAPI, GFP, TRITC, Cy3, Cy3.5, CFP, YFP, mCherry, Cy5, Cy5.5 Roue de filtres à l'excitation : 350/50, 430/25, 484/15, 500/24, 555/25, 572/35, 622/36 Roue de filtres à l'émission : 457/17, 465/30, 517/30, 550/50, 605/40, 641/75, 700/75 Micro-manipulation avec double pipette (Nikon) Femtoinjection : Hamilton ML560	Caméra sCMOS 16 bits <b>Orca-Flash4.0 V2</b> de Hamamatsu USB 3.0, Très faible bruit 2048x2048, 6,5 µm 30 fps (port de gauche)  <b>et</b>  Caméra EMCCD 16 bits <b>ImagEMx2</b> back thinned de Hamamatsu 512x512, 16 µm 70 fps (port du dessous)	NIS Elements	M. Vasseur, N. Stifani et Dr S. Michnick

<b>Nikon Eclipse TE2000U</b> Inversé, fluorescence plein champ « <i>Widefield</i> » Manuel, moteur Z, DIC, Ph, polarisation 4x/0.10, 20x/0.40, 40x/0.60, 40x/0.75, 60x/1.40 huile, 100x/1.40 huile Lampe au mercure HBO 103W/2 Cubes : DAPI, GFP, TxRed, Cy3, mCherry, CFP, YFP, Cy5, Cy5.5 Micro-manipulation : Injectman 5179 (Brinkmann) Femtoinjection : Femtojet 5247 (Brinkmann) Température 20-50°C ±0.3°C : Thermoplate	Caméra CCD 12 bits <b>CoolSnap HQ2</b> de Photometrics 1392x1040, 6,45 µm 11 fps	Metamorph	M. Vasseur N. Stifani
<b>Zeiss Axio-Imager Z2</b> Droit, fluorescence plein champ « <i>Widefield</i> » Automatisé, Polarisation, DIC 20x/0.80, 40x/0.75, 63x/1.40 huile, 100x/1.30 huile, 100x/1.40 huile X-Cite exacte (lampe métal-halide) Cubes : DAPI, GFP, YFP, Cy3.0, Cy3.5, TxRed, DsRed, Cy5	Caméra sCMOS 16 bits <b>Prime</b> de Photometrics 2048x2048, 6,5 µm 100 fps <b>et</b> Caméra CCD 12 bits <b>AxioCam MRm3</b> Zeiss 1388x1040, 6,45 µm 14 fps	Zen (blue) avec Module Tile	M. Vasseur N. Stifani

## Microscopes confocaux

	Détecteur	Logiciel	Responsable
<b>Olympus Fluoview FV300</b> Inversé, confocal « <i>Confocal Point Scanner</i> » Illumination et capture point par point Manuel, moteur Z, DIC 20x/0.50, 40x/0.75, 60x/1.40 - DIC Lasers : 458, 488, 515, 543 et 633 nm Lampe au mercure (pour les oculaires) Cubes : CFP, GFP, YFP, TxRed, Cy5 (oculaires) Miroirs dichroïques à l'émission (à changement manuel): 515, 570, 630, miroir ou aucun Filtres (à changement manuel): 487/15, 510 LP, 515/20, 550/30, 605/55, 660 LP (LP : Long Pass) AOTF, FRAP multi-régions et de forme libre	Tubes photomultiplicateurs (PMT) 12 bits 256x256 à 2048x2048  4 fps à 512x512  2 PMT fluorescence 1 PMT lumière transmise	Fluoview	M. Vasseur N. Stifani
<b>Zeiss Axio-Observer Z1 avec <i>Spinning Disk</i></b> Inversé « <i>Confocal Multi-point scanner</i> » Illum. multi-points et capture plein champ Automatisé, pour plaque, lames ou Pétri 35 mm Live Cell, Température, humidité et CO <sub>2</sub> Piezos pour le XY (platine) et pour le Z (objectif) Disque rotatif 1500 à 5000 rpm (la vitesse s'ajuste automatiquement avec le temps d'exposition) Autofocus 10x/0.30, 63x/1.46 oil, 100x/1.46 oil (pas de DIC ni Ph) Laser OPSL : 405nm; Lasers diodes : 488 nm, 561 nm et 635 nm X-Cite series 120 Q (lampe metal-halide) Cubes : DAPI, GFP, Cy5 Roue de filtres à l'émission ( <i>spinning disk</i> ): Mono BP : 445/45, 525/50, 629/62, 720/60 Dual BP : 527/54 + 645/60 TIRF, FRAP mono-région, forme prédéfinie Photoactivation/photoconversion	Dual camera (< 560 : left camera > 560 : back camera)  Caméras EMCCD 16 bits <b>Evolve</b> de Photometrics 512x512, 16 µm 33 fps  QuantView : compte en e <sup>-</sup> BERT : Background Event Removal Technology	Zen (blue)	M. Vasseur, N. Stifani et Dr D. Zenklusen

**GE Healthcare In Cell Analyzer 6000**

Système haut débit, inversé "Line scanner"  
 Illumination et capture ligne par ligne  
 Plaque 6 à 1536 puits ou pour 4 lames à la fois  
 Live Cell, Température (mais pas de refroidissement)  
 Injection de liquide  
 Autofocus avec laser diode de 785 nm  
 10x/0.45 (sans collier correcteur)  
 20x/0.75 (sans collier correcteur)  
 60x/0.95 avec collier correcteur  
 100x/0.85 (sans collier correcteur)  
 Lasers diodes : 405, 488, 561 et 642 nm  
 LED pour lumière transmise  
 Roue de filtres à l'émission:  
 455/50, 525/20, 605/52, 707/72, 732/68

Caméra sCMOS 16 bits  
*Rolling shutter*  
 2560x2160, 6,5 µm  
 20 fps

In Cell...  
 (Investigator,  
 Developer,  
 Analyzer,  
 Spotfire,  
 Translator,  
 Miner HCM)

M. Vasseur,  
 N. Stifani,  
 Dr S. Michnick

Microscopes super-résolution	Détecteur	Logiciel	Responsable
<p><b>Quorum Diskovery Flex System – 3D dSTORM</b>            Inversé DMI6000 de Leica avec autofocus            4 types d'imagerie possibles sur le même spot :            Super résolution 2D et 3D dSTORM,            Confocal multipoints (Nipkow spinning disk)            TIRF et Épifluorescence plein champ            Illumination modulée (Borealis)            Très uniforme : moins de 8% de variation            Champ d'illumination de forme carrée            4 choix de champ et de puissance d'illum.            Disque rotatif (vitesse de 5000 rpm et choix de            3 grosseurs de <i>pinhole</i> : 33, 50 ou 75 µm)            Super résolution 3D avec lentille astigmatique            Semi-automatisé; Moteur Z, Platine manuelle            Autofocus avec LED de 800 nm            20x/0.70, 63x/1.47, 100x/1.47 (pas de DIC)            Lasers 405, 488, 561 et 637 nm (ILE #2)            Laser 514 nm (ILE #1 non disponible pour TIRF)            DAPI, GFP, EYFP, CY5 (cube filtres)            Roue de filtres ET à l'émission : 450/50 nm;            525/50; 540/30; 600/50; 620/60; 700/75 nm            TIRF multi couleurs et à profondeur réglable            Photomanipulation avec le module ILAS</p>	<p><b>2 caméras identiques :</b>            BSI sCMOS 16 bits  <i>Backside Illuminated Sensor</i></p> <p><b>Prime 95B</b>            de Photometrics            QE: 95%            1200x1200 11 µm            41 fps @ 16 bit, full chip            82 fps @ 12 bit, full chip</p>	<p>Metamorph</p>	<p>M. Vasseur,            N. Stifani,            Dr S. Michnick,</p>
<p><b>Zeiss Elyra PS.1 – SR-SIM, 3D PALM/STORM</b>            Inversé <i>Axio-Observer Z1 de Zeiss</i>            Automatisé, chambre anti-courant d'air            Pas de contrôle de température ni de CO<sub>2</sub>            10x/0.30, 63x/1.40 (pas de DIC)            Optovar 1,6x            Lasers 405, 488, 561 et 642 nm            X-Cite series 120 Q (lampe metal-halide)            Aux oculaires, un cube : GFP/RFP/Alexa 633            SIM : optimisé selon longueur d'onde            Platine motorisée, pour lame et pétri 35 mm            avec encart Piezo, précision Z de 10 nm</p>	<p><b>TV1 pour PALM</b>            EMCCD 14 bits  <b>iXon+ DU-897D</b>            CSO BV462 d'Andor            512x512 16 µm            35 fps full chip</p> <p><b>TV2 pour SR-SIM</b>            EMCCD 14 bits  <b>iXon3 DU885K</b>            CSO VP461 d'Andor            1004x1002 8 µm            31 fps</p>	<p>Zen (black)</p>	<p>M. Vasseur            N. Stifani            Dr D. Zenklusen            Dr A. Nanci</p>

Traitement et analyse d'images	Application	Logiciel	Responsable
<b>Station d'imagerie N°1</b> Windows 10, 64 bits 16 GB RAM 8 coeurs, 2,8 GHz	Déconvolution Images du InCell Analyzer 6000 Images de microscopie Images de microscopie Images 5D Traitement d'images scientifiques Images des microscopes Zeiss Mosaique d'images  Programmation ( <i>Coding</i> ) Programmation ( <i>Coding</i> ) Programmation ( <i>Coding</i> )	Autoquant X In Cell...suite Metamorph Fiji Icy ImageJ Zen Lite XuvStich  Atom R Rstudio	M. Vasseur et N. Stifani
<b>Station d'analyse</b> Windows 10, 64 bits 96 GB RAM 12 coeurs, 3 GHz 5 TB disques	Analyse 3D Analyse images de microscopie Analyse images 5D Analyse images scientifiques Images des microscopes Zeiss Vidéos tous les formats Mosaique d'images  Programme renommer fichiers Programmation ( <i>Coding</i> ) Programmation ( <i>Coding</i> ) Programmation ( <i>Coding</i> ) Tableaux et graphiques	Imaris Fiji Icy ImageJ Zen Lite VideoLAN XuvStich  Bulk rename Atom R Rstudio GraphPad Prism	

## ACCESSOIRES

Chambres de perfusion	Application	Compatibilité	Responsable
<b>FCS2 de Bioptechs</b> Chambre de perfusion fermée Compatible avec le DIC Volume de la chambre : 6,6 - 706 µl Champ visuel : 22 mm diamètre µperfusion contrôlée : 0,2 – 180 ml/h Température : 20 – 50 °C +/- 0,1 °C Échange complet du milieu de perfusion possible en 1 sec. (max)	Live Cell (nécessite culture des cellules sur lamelle de 40 mm de diamètre de Bioptechs aussi vendues chez Fisher) Permet observation en lumière transmise et en fluorescence avec objectifs à air et objectifs à immersion	Microscopes inversés ayant une platine avec ouverture ronde :  Nikon TE2000U et le confocal Olympus FV300	E. Querido et M. Vasseur
<b>Chauffe-objectif de Bioptechs</b> Pour gros objectifs, 26 mm – 35 mm	Nécessaire lorsque la chambre FCS2 est utilisée avec un objectif à immersion	Objectif 100x de Nikon et d'Olympus	E. Querido et M. Vasseur
<b>CELLASIC EV-262 d'ONIX</b> <b>Système de perfusion microfluidique</b> Nécessite d'acheter la sorte de plaque <i>Microfluidic</i> qui convient à la taille de vos cellules Logiciel : ONIX FG	<i>Long Term Time-lapse Single Cell Imaging with media flow and CO<sub>2</sub></i>	Microscopes inversés ayant une platine avec ouverture pour plaque multipuits	P. Raymond, <b>M. Vasseur et</b> <b>N. Stifani</b>

## FOURNITURES DISPONIBLES

Fournitures disponibles	Application	Quantité	Responsable
<b>Fluorodish</b> , pétri avec fond en lamelle de verre 0,17 mm	Permet Live Cell avec objectif à grande ouverture numérique	Pétri à l'unité	M. Vasseur Local D-333
<b>Lamelles 0,170 +/- 0,005 mm</b> de Zeiss	Meilleure résolution et signal	Boite de 100 lamelles	