

Photonique Expérimentale Biophotonique

Contexte	1
1 OCT : imagerie 3D des milieux biologiques	3
2 Microscopie par illumination structurée	11
3 Pince optique	27
4 Méthodes de contraste	35

Salle N1.5 - Bâtiment N, RDC.

lense.institutoptique.fr | Troisième année | Photonique 3A|M2



© 2026 by LEnsE-IOGS

Cycle Ingénieur - 3^{ème} année - Palaiseau
Année 2026-2027

Contexte

Ces travaux pratiques en biophotonique visent à explorer les principes et applications de plusieurs techniques optiques avancées, essentielles pour l'imagerie et la manipulation en biologie et en médecine. Différentes **méthodes de contraste en microscopie** (comme le contraste de phase, le contraste interférentiel différentiel ou le contraste de polarisation) seront étudiées pour optimiser la visualisation de spécimens transparents ou faiblement absorbants. Vous serez amenés à utiliser l'**imagerie par tomographie par cohérence optique (OCT)**, une méthode non invasive permettant de visualiser des tissus biologiques en profondeur avec une résolution micrométrique, notamment utilisée en ophtalmologie et en dermatologie. Vous manipulerez également la **microscopie de fluorescence par illumination structurée (SIM)**, pour faire de l'imagerie en profondeur, cette fois à l'échelle cellulaire, en éliminant la lumière hors foyer. C'est aussi l'une des méthodes d'imagerie qui permet d'atteindre une résolution meilleure que la limite de diffraction. Enfin, une **expérience de pince optique** vous permettra de piéger et manipuler des microbilles et des cellules à l'aide de faisceaux laser focalisés, illustrant les principes de la manipulation optique et ses applications en biophysique.

Ces techniques, combinées, offrent une approche multidisciplinaire pour comprendre les interactions lumière-matière et leurs applications en recherche biomédicale.

Objectifs pédagogiques du bloc

Ces travaux pratiques visent à **mettre en application des concepts fondamentaux d'optique** — résolution, polarisation, interférométrie, optique de Fourier et fonction de transfert de modulation — à travers des montages de microscopie dédiés à des applications biomédicales.

Vous apprendrez à :

- préparer des échantillons biologiques simples,
- manipuler des montages avancés de microscopie optique,
- analyser les images obtenues pour en extraire des informations quantitatives.

L'expérience inclut également l'**étude du mouvement brownien** via la pince optique, illustrant les interactions entre forces optiques et dynamique microscopique. La **prise de recul et l'initiative** seront développées en explorant différentes pistes d'étude sur une ou deux manipulations sur lesquelles vous passerez deux séances, et pour lesquelles un compte-rendu sera rédigé en deux étapes, avec amélioration suite au feedback de l'enseignant·e.

Biophotonic labwork

Optical Coherence tomography (OCT): 3d imaging of biological samples

Version October 2025

Optical coherence tomography (OCT) is an interferometric microscopy technique specifically designed to image in depth scattering samples, such as biological tissue. This is a major issue in biophotonics, where almost all samples, whether in vivo or in vitro, are highly scattering and absorbent. One of the main medical applications of OCT for decades has been in ophthalmology to image the cornea. More recently, clinical studies are underway on the detection of skin cancers using an OCT device developed by the DAMAE company at IOGS.



Figure 1. (left) Picture of an OCT system used in ophthalmology. (right) OCT from DAMAE Medical for skin imaging.

1. OCT principle and preliminary study

To obtain an optical image, *stigmatism* between the sample and the sensor must be respected, that is that all photons coming from a point of the sample must be collected by the same pixel of the camera. To achieve this, photons must propagate in a straight line inside the sample. These photons are known as *ballistic photons*. However, in the presence of scattering, the proportion of ballistic photons decreases exponentially with distance: the image on the camera rapidly becomes blurred and unusable as you move deeper into the sample (Figure 2).

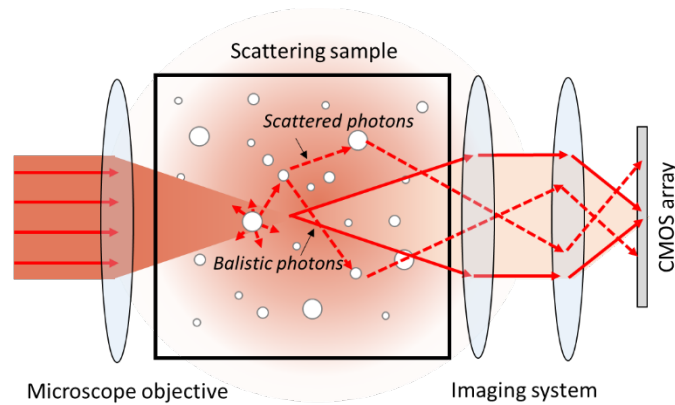


Figure 2. Illustration of the loss of stigmatism caused by scattering. The scattered photons, which make up many of the photons, will be randomly dispersed in the camera's focal plane, creating a background in the image.

The principle of OCT is to use *optical coherence* to distinguish ballistic photons from scattered one and, with modulation, to keep only these photons in the final image. Indeed, scattered photons travel a much longer distance than ballistic photons and will no longer interfere with the light from a reference arm inside an interferometer. Many different optical configurations of OCT exist, the one studied in this labwork is called *en face OCT* and is based on a Linnik interferometer. It is a Michelson interferometer, illuminated in white light, with a microscope objective in each arm (Figure 3).

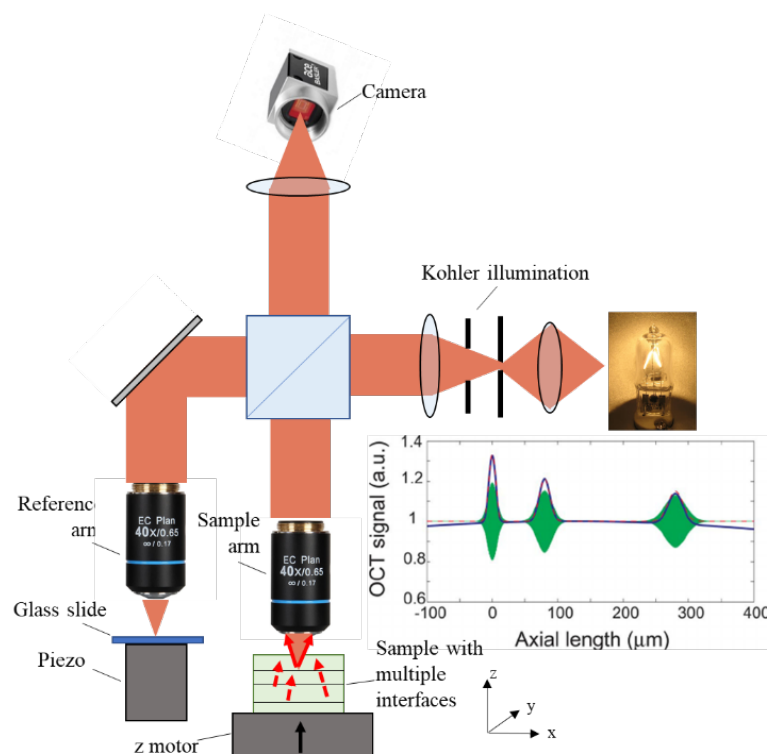


Figure 3. *en face* OCT: Linnik interferometer illuminated in white light. Each object interface will generate a fringe system during the z-scan.

The sample is placed in one arm and a glass slide is placed in the second arm, called the reference arm. The microscope objectives provide micrometric resolution in the xy plane, as in a conventional microscope. Mirrors are used to fold light to have the sample and reference surface horizontal for practical reason. A *Kohler illumination setup* is used to illuminate the interferometer like in a classical microscope.

1.1 With the numerical aperture of the objectives used in the set-up, estimate the xy spatial resolution.

The very low temporal coherence of the white source is responsible of the excellent resolution in z: indeed, only an interface in the sample located in the coherence volume (equal optical paths in the two arms) will generate an interference signal, which appears as interference fringes (interferogram) on the camera (Figure 3).

1.2 In a Michelson interferometer, what is the relationship between the envelope of the interference fringes and the effective spectrum (spectrum of the source + camera sensitivity) of the light inside the interferometer?

1.3 In this type of OCT and supposing a gaussian effective spectrum, it can be shown that the width at the half-maximum of the interferogram is equal to: $\Delta z = \frac{2 \ln 2}{n\pi} \left(\frac{\bar{\lambda}^2}{\Delta \lambda} \right)$ with $\bar{\lambda}$ the central wavelength and $\Delta \lambda$ the width at half-maximum of the effective spectrum. Knowing that the effective spectrum is essentially limited by the spectral sensitivity of the camera, estimate the theoretical resolution in z.

The *phase shift technique* is used to select photons that have interfered. A piezoelectric motor in the sample arm changes the optical path by a quarter of a wavelength. Such a shift will invert the black fringe and white fringe in the interferogram, whereas it will have a negligible effect on the light coming from the rest of the sample. By taking an image before and after this shift and taking the square of the difference, only the ballistic photons coming from the interface in question are kept (Figure 4).

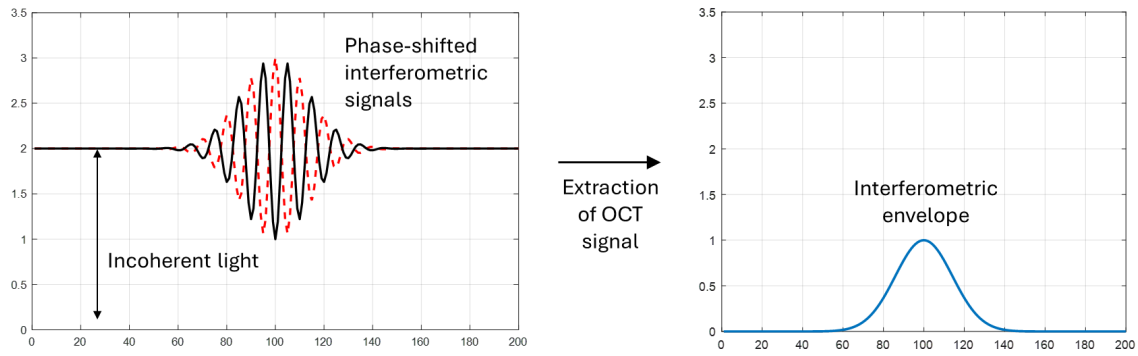


Figure 4. Principle of phase-shift algorithm: the incoherent part of the signal is removed and only the envelope of the tomographic signal is kept.

Finally, a second stepper motor in the sample arm can move the sample in z direction. This motor is used to acquire a stack of difference images to reconstruct the complete 3D reflectivity image of the sample (tomography).

1.4 For a perfectly coherent light, at the output of the interferometer and for a given pixel of the camera observing a point (x,y) on a sample interface, the flux collected is written as:

$$F(x, y) = F_0 \left(R_{ref} + R_{scat}(x, y) + R_{bal}(x, y) + 2\sqrt{R_{ref} \cdot R_{bal}(x, y)} \cos(\phi(x, y)) \right)$$

With R_{ref} the reflectivity of the reference glass slide, R_{dscat} the proportion of scattered and therefore incoherent light, R_{bal} the proportion of ballistic photons originating from the interface under consideration and $\Phi = \frac{4\pi}{\lambda} \delta$ the phase shift between the two arms of the interferometer. Show that with the principle of two images shifted by $\lambda/4$, we can eliminate the scattered light and keep only the ballistic photons.

2. First measurements: axial resolution and SNR

Getting started

- Switch on the white lamp (front switch), the Thorlabs stepper motor controller (rear switch) and the two small controllers in the setup which control the reference arm's piezo motor (small red rear switches).
- To switch on the piezo, on the box labelled *Piezo controller* click *Menu*, turn the wheel down one notch to display *HV output*, click *Menu* again and use the wheel to select *Enabled*.
- On the desktop, launch the Phyton OCT program '*Start OCT*'.

- Place the interference filter at the input of the interferometer to increase temporal coherence and simplify the search for interference fringes.
- Place the sample holders in each arm of the interferometer. In the sample arm, use a droplet of water behind the glass slide to reduce specular light from the backside.
- Adjust the power of the lamp (front panel knob) and the exposure time to avoid saturating the camera. Choose a small number of image averaging (typically 10 images).

Optical path equality

- Carefully tune the focus of each microscope objective, observing only one arm at a time. Use any dust or scratches on the glass surfaces to help you focus. Start with the reference arm, using only screw no. 2 (Figure 5).

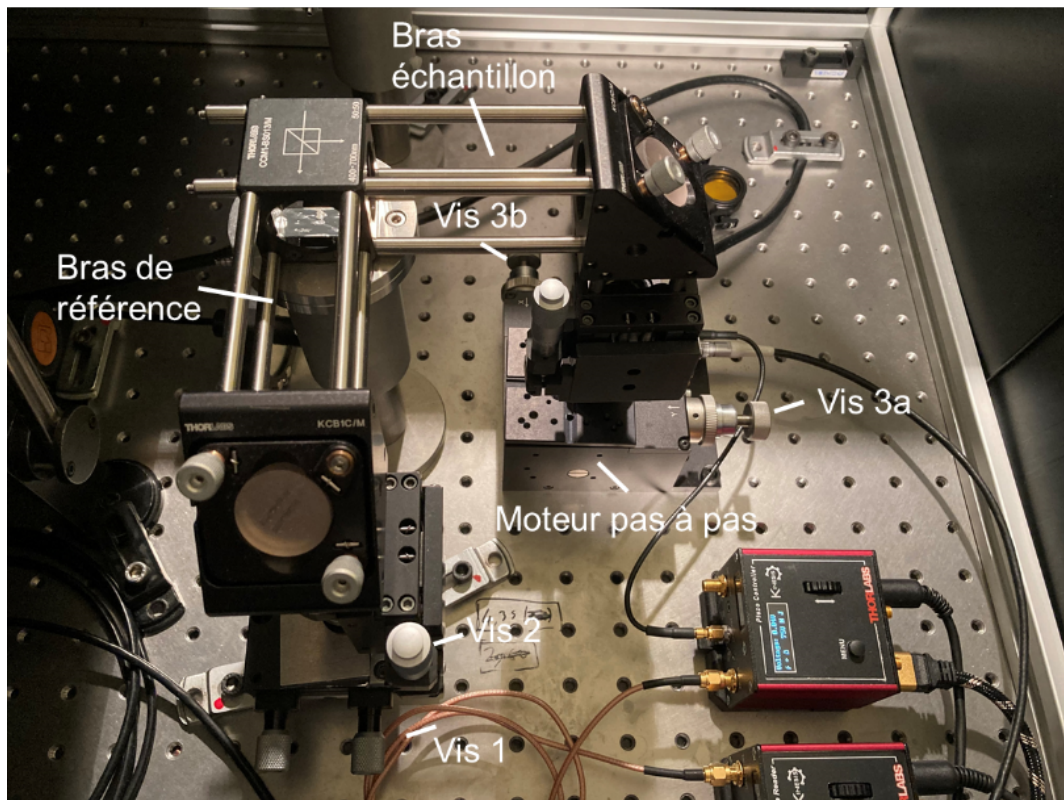


Figure 5. Photo of the system showing the two arms of the interferometer with the main adjustment screws. Screw 1: Optical path difference adjustment (very sensitive!). Screw 2: Focusing the objective in the reference arm. Screws 3a and 3b: xy displacement of the sample.

- For the sample arm, only use the z-stepping motor, controlled from the Python program (Figure 6) by clicking on the orange button 'DOWN' and 'UP', below Stepper Motor Control. As the z value of the motor increases, the sample moves upwards, i.e. closer to the objective. Do not touch the screw near the objective which will modify the length of the interferometer arm. By changing ' Δz ', you can modify the displacement step: typically, 100 μm for the

approach and 10 μm for fine adjustment. You can also control the piezo motor for extremely fine adjustments (resolution of a few nm). Screws 3a and 3b allow you to move the sample in the xy plane.

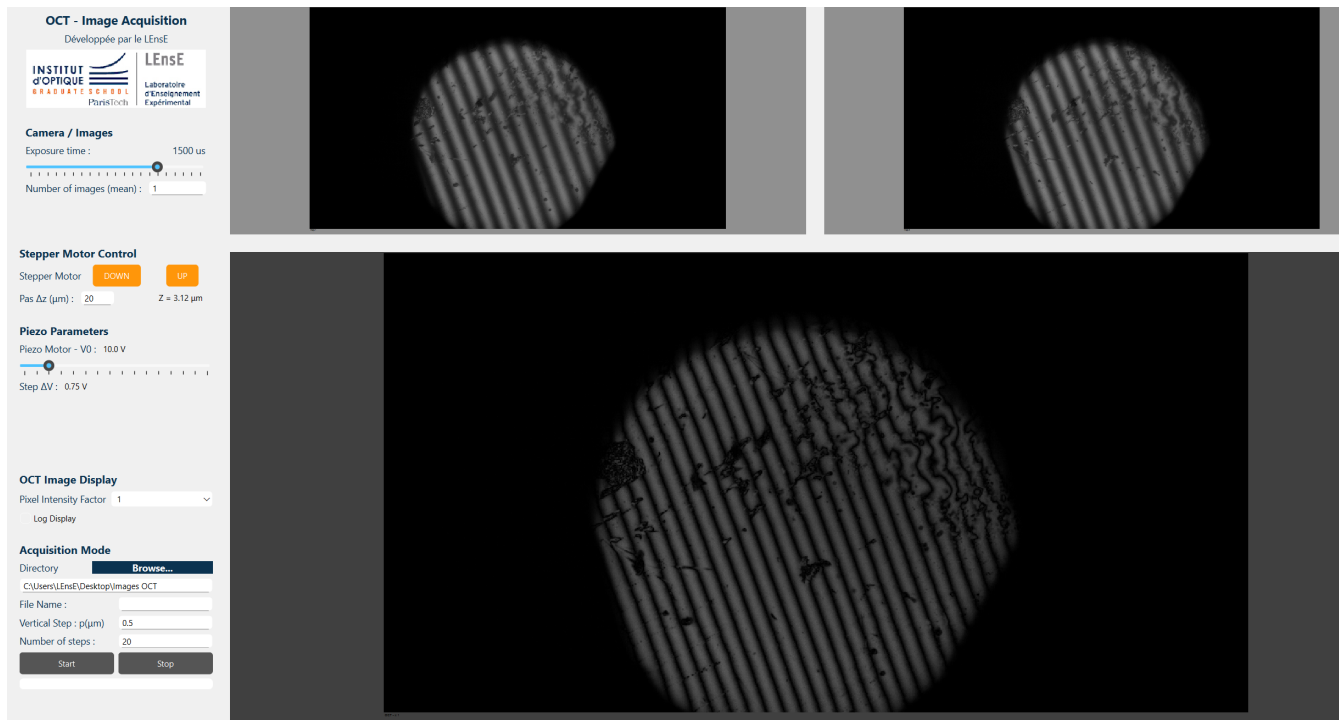


Figure 6. Python UI for the OCT experiment. On the upper part, the two real-time displays show the 2 images taken with a phase difference of π . The bottom image is the result of the square difference of the two phase-shifted images.

2.1 *Identify and briefly describe the role of the different elements of the illumination system. Check the impact of the different diaphragms on the camera image.*

- By adjusting the length of the reference arm with screw 1, look for the fringes. Check that the contrast is good; if not, adjust the focus of the reference arm slightly.

3.1 *Move the sample down 20 μm and start an acquisition of a stack of OCT images with a step of 0.5 μm (smallest possible) on a range of 40 μm typically. Use ImageJ to import the whole stack of images (File/import/Image Sequence) and measure the axial resolution in this configuration. This can be done by using the drawing tools to define a ROI on the image stack and then the Image/Stacks/Plot Z-axis profile command to obtain a z-profile of the signal, which you can then export to Matlab or Excel. Is this in agreement with the spectral width of the interference filter?*

Remove the interference filter and reduce the power of the lamp to avoid saturation. Find the interferogram in white light by moving very slightly screw 1.

4.1 As before, measure the axial resolution with a white light source and discuss the result.

Ballistic photons are very scarce in scattering samples and reducing noise in OCT images is necessary. Three major sources of noise are typically found in OCT: mechanical vibration in the setup, technical noise in the camera or the light source and shot noise. The first one is reduced by using an optical table which dampen mechanical vibrations. Modern CMOS cameras have negligible electronic noise, and the white light source is powered by a very stable intensity power supply. The SNR is therefore limited by shot noise, which can be reduced by averaging images at each z position.

5.1 With the same glass slide in the sample arm as before, acquired different stack of images around the glass/air interface for different number of images averaged (between 1 and 32 typically). Think and discuss with the teacher how you can measure in these stacks the SNR. Is the result in agreement with what you know about shot noise?

3. Acquisition of 3D images on real samples

To get started, place a small piece of optical paper in the sample arm. This paper is made up of very fine interwoven fibres. Using only the motor in the sample arm, find the focus and the OCT signal (use steps of 100, then 10 microns). Do not touch any other settings!

3.1 Run a z-scan over typically a hundred microns, with a step size that you deem appropriate. Choose a high image averaging to have a good SNR. To generate a 3D view, go to the Plugins/3D/Volume Viewer menu. In this window, you can change the colormap and threshold to optimize the visualisation. The final 3D image can also be saved. You can check that the axial resolution is similar to what you have measured on the glass slide.

Discuss with the teacher to see which biological sample is available (typically a plant leave) and the best way to acquire an OCT 3D image.

4. Conclusions

Discuss the limitations of such an instrument (in-vivo application, nature of the information gathered, etc.). Ask the teacher to show you the 'spectral OCT' from Thorlabs (commercial instrument) which has real-time imaging capability.

I 2

Microscopie par illumination structurée

Sommaire

1	Introduction	11
2	Réglage optique (figure 2.3)	15
3	Mesure de la fonction de transfert de modulation (FTM)	16
4	Coupe optique	17

1 Introduction

L'objectif de ce TP est de comprendre le principe de microscopie de fluorescence par illumination structurée. La première partie consiste à caractériser le système optique par l'observation d'une lame uniformément fluorescente. La deuxième partie est la réalisation de coupe optique afin d'obtenir une représentation 3D d'un échantillon de cellules qui ont été marquées avec un fluorophore : d'abord un échantillon de cellules de plantes marquées sur la membrane, puis une fois la méthode bien maîtrisée, sur un échantillon de cellules animales marquées sur les microtubules.

Des questions de préparation **P1** à **P3** sont à faire avant la séance. Le compte-rendu doit contenir les courbes et les mesures réalisées accompagnées des images de coupes et de représentation 3D permettant d'expliquer les résultats.

1.1 Principe théorique

La décroissance du contraste des fréquences spatiales lors d'une défocalisation est la propriété principale qui permet de réaliser des coupes optiques fines. Les fréquences les plus élevées disparaissent plus rapidement. (Figure 2.1).

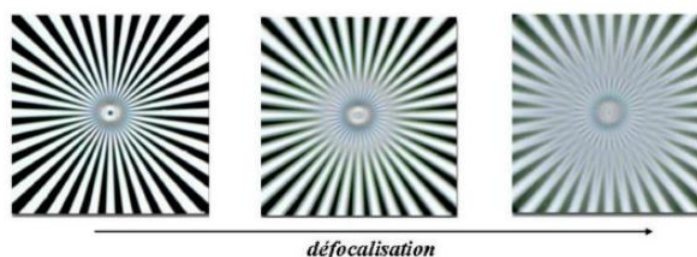


FIGURE 2.1 – Influence de la défocalisation sur les fréquences spatiales

Projeter une mire constituée de lignes périodiques dans un plan de la cellule va donc décaler les fréquences de ce plan vers les hautes fréquences. Cela permet d'avoir une profondeur de champ plus faible, c'est à dire une épaisseur de coupe plus fine (Figure 2.2).

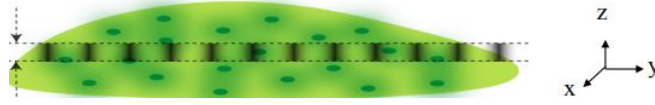


FIGURE 2.2 – Schéma de la projection d'une mire sur un échantillon

L'intensité lumineuse $I(x, y)$ observée s'écrit sous la forme

$$I(x, y) = I_{of}(x, y) + I_{if}(x, y) \left(\frac{1 + \cos(2\pi f_0 x + \phi_0)}{2} \right)$$

avec I_{if} l'intensité provenant du plan de mise au point, I_{of} l'intensité provenant des plans hors focus et f_0 la fréquence spatiale de la mire.

On obtient la coupe en enregistrant trois images $I_0, I_{\frac{2\pi}{3}}$ et $I_{\frac{4\pi}{3}}$ de l'échantillon chacune éclairé par trois mires différentes. Ce sont trois mires de même période spatiale auxquelles on ajoute un déphasage d'un tiers de période pour la deuxième et de deux tiers de période pour la troisième. On peut extraire la partie modulée de l'intensité en combinant les 3 images obtenues avec la formule ci-dessous que l'on démontrera. Pour les zones où la mire n'est plus visible les trois images sont identiques et la formule donne une intensité nulle.

P1 Montrer que $I_{if} = \frac{4}{3} e^{-2i\pi f_0 x} (I_0 + e^{-\frac{2i\pi}{3}} I_{\frac{2\pi}{3}} + e^{-\frac{4i\pi}{3}} I_{\frac{4\pi}{3}})$

1.2 Montage optique

Le montage de l'expérience est décrit sur la figure 2.3.

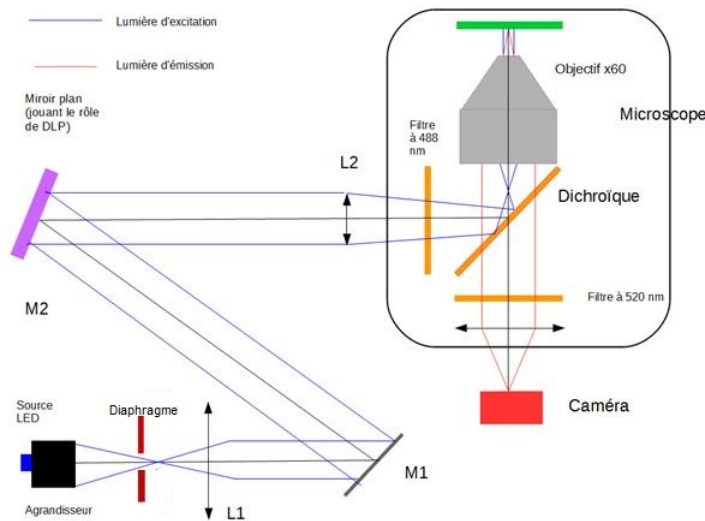


FIGURE 2.3 – schéma du montage de microscopie par illumination structurée

L'échantillon *Convallaria*, Lily-of-the-Valley est éclairé par une LED Thorlabs M490L4 de longueur d'onde centrale $\lambda = 490 \text{ nm}$ excitant les fluorophores Acridine Orange fixés sur les membranes des cellules (cf annexe figure 2.7). Ils vont émettre à une longueur d'onde centrale $\lambda = 520 \text{ nm}$ (cf annexe figure 2.9).

Un miroir dichroïque et deux filtres , insérés dans la tourelle du microscope située sous l'objectif, permettent de séparer spectralement les voies d'excitation et d'émission (cf annexe figure 2.10).

Une caméra Basler acA2000-165umNIR composée de 2048×1080 pixels de $5,5 \mu\text{m}$ de côté est utilisée.

Une matrice de micro-miroirs (DLP) permet créer le motif d'illumination structurée.

L'objectif x60 utilisé fonctionne avec immersion d'huile ce qui permet d'avoir une ouverture numérique supérieure à 1, ici $\text{ON} = 1,35$. Il est fragile et doit être nettoyé à la fin du TP avec de l'éthanol et un papier spécialisé pour le nettoyage optique.

P2 Calculer la fréquence de coupure théorique du microscope .

La matrice de micro miroirs est conjuguée avec le plan de mise au point (figure 2.4). La focale de l'objectif de microscope n'est pas spécifiée mais elle peut se déduire du gran-

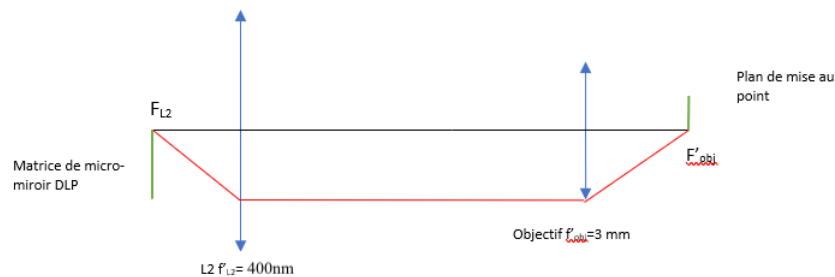


FIGURE 2.4 – Schéma de la conjugaison entre la matrice de micro-miroirs et le plan de mise au point

dissement 60x et de la focale de la lentille de tube ($f_{LT} = 180 \text{ mm}$ pour les microscopes Olympus) : $f_{LT}/f_{obj} = 60$ d'où $f_{obj} = 3 \text{ mm}$. La lentille L2 utilisée a une focale de 400 mm.

P3 Déterminer le lien entre la période de la mire appliquée par la matrice de micro-miroirs et la période de la mire projetée dans le plan de l'échantillon, et sa fréquence spatiale en m^{-1} .

1.3 Matrice de Micro-Miroirs

La matrice de micro-miroirs (DMD pour Digital Micromirror Device ou DLP pour Digital Light Processor) est une matrice composée de micro- miroirs qui ont deux orientations

possibles : $+10^\circ$ et -10° (voir figure 2.5) . En orientant une de ces réflexions dans le microscope, on pourra créer différents motifs d'illumination tels que des mires périodiques. La matrice utilisée est le *DLP650NE* composé de 1920×1080 micro-miroirs de $7,56 \mu\text{m}$ de côté. Ces micro-miroirs constituent les pixels du DLP (à ne pas confondre avec les pixels de la caméra !).

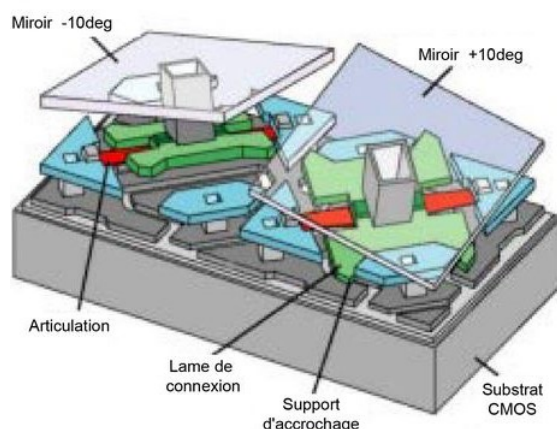


FIGURE 2.5 – Representation de deux micro-miroirs du DLP

Prise en main de la matrice de micro-miroirs :

- Mettre sous tension la multiprise sur laquelle est branchée le câble d'alimentation secteur du DLP (il faudra penser à l'éteindre en fin de manip) et l'ordinateur de manip. Vérifier que le DLP est bien allumé (LED verte allumée).
- Lancer le logiciel `startbiophot.bat`.
- Dans la colonne de droite sélectionner COM4 – Périphérique Série USB puis connecter.
- Pour utiliser un motif aller dans DMD settings Pattern Choice → Sélectionner dans le dossier `Bureau/TPBioStudents/MiresDMD` le fichier `mire256.bmp` ou utiliser le fichier par défaut → LOAD. L'affichage de la mire permettra de réaliser la mise au point.
- Ne pas utiliser le bouton RESET dans DMD settings sauf si vous en avez vraiment besoin (bug lors d'un LOAD ou de l'acquisition automatique par exemple).

1.4 Cale piézoélectrique

Une cale piézoélectrique est fixée sur l'objectif, elle permet de changer le plan de mise au point avec une précision de $0.1 \mu\text{m}$ et peut recevoir une alimentation allant de -10 à 150 V . Durant ce TP on utilise une plage allant de 16 V à 30 V . Pour cette plage on a calibré le déplacement en fonction de la tension appliquée et obtenu :

$$\frac{\text{Déplacement}}{\text{Tension}} = 1,0 \pm 0,1 \mu\text{m} \cdot \text{V}^{-1}$$

La position absolue peut varier pour une même valeur de tension appliquée chaque fois que la cale est éteinte. Il ne faut donc pas l'éteindre durant une série de mesures.

Le programme `startbiophot.bat` permet de piloter la cale piézoélectrique. Pour cela un signal est envoyé sur le boîtier de commande via l'entrée MOD. Un réglage manuel reste possible avec le potentiomètre DC-offset.

Prise en main de la commande de la cale piézo :

- Vérifier que le potentiomètre est en position minimale (à fond en sens antihoraire)
- Alimenter le boîtier de commande de la piézo
- passer en mode *closed loop* (bouton poussoir noir)
- On peut déplacer la piézo via l'interface `Z Axis Value (um)` du programme `startbiophot` en choisissant un calibre puis en faisant des pas en + ou en - en cliquant sur les boutons jaune et bleu.

A la fin de l'expérience, il faut remettre à zéro la piézo sur l'interface du programme, descendre le potentiomètre `DC-offset` au minimum et supprimer le mode *closed loop* avant d'éteindre le boîtier pour éviter les tensions transitoires risquant d'endommager la piézo.

2 Réglage optique (figure 2.3)

La hauteur de chaque composant est préréglée afin d'avoir moins de réglages à réaliser.

2.1 Réglage de la voie d'excitation

- Allumer la LED et régler sa puissance avec le potentiomètre. On peut commencer avec une puissance peu élevée pour faire les réglages et l'augmenter plus tard si besoin en fonction de l'échantillon étudié.
- On commence par utiliser le diaphragme iris pour régler la collimation de l'éclairage. Pour cela, le placer dans le plan image de la zone d'émission de la LED (carré lumineux moucheté de points noirs).
- À l'aide d'un miroir annexe, régler la position de la lentille L1 par autocollimation en superposant le diaphragme et son image réfléchie.
- Orienter le miroir M1 pour que le faisceau éclaire bien la matrice de micro-miroirs.
- Éloigner légèrement le diaphragme de la lentille L1 pour que son image soit nette sur la matrice de micro-miroirs (il sert maintenant de diaphragme de champ). Ajuster son ouverture pour éclairer la zone utile (rectangulaire). Un bon réglage doit conduire à un éclairage uniforme de cette matrice.
- Orienter le support du DMD afin d'avoir une des réflexions (la plus intense) alignée sur l'entrée du microscope (on n'est pas très loin en général).

A priori, les positions de la lentille L2 et de la matrice de micro-miroirs sont déjà réglées de façon à conjuguer la matrice avec le plan de l'échantillon.

2.2 Réglage de la voie d'émission

- Déposer une goutte d'huile *immersion oil olympus* sur l'objectif.
- Placer une lame de verre recouverte d'un film mince de feutre fluorescent jaune et d'une lamelle sur le microscope. Un échantillon de ce type est disponible sur la manip. La lamelle doit être orientée vers le bas, côté objectif.
- Faire la mise au point du microscope à l'œil sur l'échantillon : vous devez voir la mire de la matrice de micro-miroirs.
- Le programme `startbiophot.bat` déjà ouvert permet d'observer l'image enregistrée par la camera Basler sur la partie gauche de l'interface. On peut contrôler le temps d'acquisition et la cadence de prise d'image (200 ms et 90 fps par défaut).

- La caméra doit être placée en sortie du microscope de sorte que la mise au point soit la même que dans la binoculaire, mais on peut ajuster finement l'objectif de microscope si nécessaire lors de l'acquisition des images. Un cylindre noir permet de limiter la lumière parasite arrivant directement sur la caméra, mais il faut quand même éteindre la lumière des spots au plafond dans cette partie de la salle lors des acquisitions. Il pourra être utile de caractériser le fond noir obtenu quand on n'envoie aucun signal sur le DMD pour vérifier le niveau de lumière parasite.

3 Mesure de la fonction de transfert de modulation (FTM)

Cette partie va permettre de caractériser la résolution du système d'imagerie du microscope via la mesure de FTM et d'observer l'évolution du contraste des différentes fréquences spatiales au cours d'une défocalisation.

3.1 Mesure de la FTM pour la meilleure mise au point

On utilise pour cette mesure un échantillon uniformément fluorescent, composé d'une lame recouverte d'une fine couche de feutre fluorescent et d'une lamelle. La mesure de la FTM du système est faite en éclairant cet échantillon avec des mires de différentes fréquences spatiales, et en mesurant le contraste obtenu dans l'image. Penser à alimenter la cale piézoélectrique fixée sur l'objectif du microscope afin de réaliser plus tard une défocalisation.

- Commencer par charger sur le DLP une mire de pas variable appelée FTM. Celle-ci permet de visualiser directement la baisse de contraste en fonction de la fréquence spatiale. A noter que l'interface permet de préparer trois mires (Pattern 1, 2, 3) puis de les charger rapidement en cliquant sur le bouton LOAD.
- Chercher sur la lame une zone où la mire reste résolue le plus loin possible en fréquence. La couche de feutre doit être très fine, ce qui est obtenu en la laissant sécher, mais ça n'est pas uniforme sur toute la lame.
- Charger une mire de fréquence fixe $0.005 \text{ pixels}^{-1}$: vous devez avoir un contraste proche de 0.70-0.80 .
- Charger sur le DLP successivement l'image des mires contenues dans le dossier `mires differentes frequences` (Dossier Motifs DLP sur le bureau). Les fréquences de ces mires sont en pixels^{-1} du DLP, il faut donc les convertir dans le plan de mise au point pour connaître les fréquences spatiales en μm^{-1} dans le plan objet .
- Pour chaque mire, acquérir une image de l'échantillon et l'enregistrer. Pour cela choisir un dossier de destination dans `Directory` puis cliquer sur `Save Image`.
- Utiliser Imagej pour tracer un profil et mesurer le contraste $(I_{\max} - I_{\min}) / (I_{\max} + I_{\min})$ (faire glisser une image dans le logiciel ImageJ pour l'exploiter).
- Tracer le contraste en fonction de la fréquence spatiale.

Comparer les résultats obtenus avec la valeur théorique de fréquence de coupure pendant le TP pour pouvoir réagir en conséquence. Attention à bien faire les comparaisons dans le plan de l'échantillon. On pourra également mesurer la résolution spatiale à l'aide d'un échantillon de diatomées éclairées en lumière blanche.

Il est possible que la fréquence de coupure mesurée soit plus faible que la limite théorique. Pour comprendre l'origine de cet écart on projettera la mire de pas variable `FTM.bmp` sur

la lame avec du feutre fluorescent et on comparera au cas où on la projette sur une lame fluorescente épaisse. Celle-ci est obtenue en réalisant vous-même un échantillon avec une épaisseur de feutre plus grande sur une lame de verre et en la couvrant bien avec une lamelle pour ne pas salir l'objectif. Voit-on un effet de l'épaisseur de l'objet sur la chute de contraste ?

3.2 Observation de l'effet d'une défocalisation

Le principe de la coupe optique fine provient du fait que les fréquences optiques hautes disparaissent rapidement quand on défocalise.

Observer ce phénomène en réalisant la mesure de FTM de pas variable et en observant sa limite de visibilité pour des défocalisations de $0,5\ \mu\text{m}$ et $1\ \mu\text{m}$.

Pour caractériser quantitativement cet effet, on va utiliser le mode automatique pour l'acquisition d'une série d'images à différentes défocalisations et différentes fréquences.

Utilisation du mode automatique d'acquisition

- Charger trois mires de fréquences différentes, par exemple 0.01 , 0.02 et $0.05\ \text{pixels}^{-1}$
- Faire une remise à zéro (`Set to 0`) de la position de la piézo puis régler la meilleure mise au point avec la vis fine du microscope et avec la commande manuelle `DC-offset` de la piézo.
- Choisir les paramètres du scan automatique dans la fenêtre `paramètres du scan automatique` : `Zinit`, `Zfin` (en microns) et `Zstep` (en nm). Une amplitude de scan de piézo de 2 microns avec des pas de $250\ \text{nm}$ devrait convenir.
- Lancer le scan avec la commande `START`, les images seront sauvegardées dans un dossier `SCAN` dans l'ordre de prise d'image.

Analyse d'un scan sous ImageJ.

- Ouvrir les images du scan sous forme d'un stack avec : `File` → `import` → `image sequence`.
- Faire un profil de chaque image du stack au même endroit dans l'image en traçant une ligne dans la première image et utilisant l'outil `Analyse` → `Plot Profile`. En sélectionnant l'option `Live` : le profil de chaque image apparaîtra successivement en scannant les images du stack.
- Mesurer les valeurs de I_{max} et I_{min} pour chaque profil au même endroit dans l'image
- Tracer sur un même graphe pour chaque fréquence spatiale la variation du contraste avec la défocalisation.

Les étudiant·e·s motivé·e·s pourront chercher une méthode plus rapide pour extraire le contraste à partir d'une image.

4 Coupe optique

4.1 Réalisation et caractérisation d'une coupe optique

Les coupes optiques seront faites sur un échantillon de cellules de plantes (rhizome de muguet - lily-of-the valley). Elles sont observables indirectement car des marqueurs fluorescents ont été fixés dans les membranes des cellules.

Photoblanchiment Lorsque les fluorophores sont éclairés longtemps ou avec une intensité forte, ils perdent leur intensité de fluorescence : ils photoblanchissent. Pour limiter cet effet lors des mesures sur une même zone de l'échantillon, on limitera la puissance de la diode laser et on n'éclairera l'échantillon que quand c'est nécessaire. Un écran sera placé manuellement entre le DLP et l'entrée du microscope en dehors des phases d'observation ou d'acquisition d'images.

Pour une coupe il faut réaliser trois images consécutives de l'échantillon avec une mire décalée d'un tiers de période entre chaque image. Il faut donc utiliser des mires avec une période en pixel multiple de trois. On dispose pour cela de mires de pas 45 pixels (fréquence proche de 0.02 pixels^{-1}) et de mires de pas 21 pixels (fréquence proche de 0.05 pixels^{-1}) à trois valeurs de décalage.

A partir des mesures de FTM défocalisées on observe que l'utilisation d'une mire avec une fréquence spatiale élevée sera visible sur une petite profondeur de champ et donnera donc une coupe optique fine. Utiliser une mire de fréquence spatiale égale à la moitié de la fréquence de coupure (valeur mesurée) est un bon compromis afin d'avoir une coupe optique fine et une mire bien contrastée.

- Faire la mise au point sur une des lames contenant les cellules.
- Sélectionner dans le programme les trois mires de 45 pixels décalées d'un tiers de période (dossier `mire coupes optiques` → `mire coupe 45 pixels`).
- Charger successivement chaque mire (LOAD) et enregistrer les 3 images correspondantes.
- Ouvrir une session matlab et reconstruire la coupe à partir de l'équation $I_{if} = \frac{4}{3} | I_0 + e^{-\frac{2i\pi}{3}} I_{\frac{2\pi}{3}} + e^{-\frac{4i\pi}{3}} I_{\frac{4\pi}{3}} |$. On pourra utiliser la première partie du programme existant `CoupeOptiqueNW2023.m` disponible dans le dossier `TBBioStudents`.

L'utilisation de mires fines peut provoquer l'apparition d'une mire résiduelle après la reconstruction, il faut alors utiliser un filtrage numérique sur cette fréquence pour la voir disparaître (voir les autres parties du programme `CoupeOptiqueNW2023.m`).

4.2 Caractérisation

On cherche maintenant à mesurer l'épaisseur des coupes optiques et à observer si elles sont bien différentes en fonction de la mire utilisée.

On va réaliser des coupes optiques successives pour différentes mises au point en appliquant différentes tensions à la cale piézoélectrique. Le pas minimum entre chaque coupe est de 100 nm.

- Chercher une zone de l'échantillon où on voit apparaître la mire progressivement sur la paroi supérieure d'une cellule en fonction de la mise au point. On pourra utiliser pour cela une mire de 45 pixels.
- En utilisant le mode automatique du programme (décrit dans la partie 3.2, avec cette fois les trois mires de même fréquence mais de déphasage 0, 1 et 2 tiers de période), réaliser successivement des coupes avec un pas entre chaque coupe de 250 nm, sur une plage de $2 \mu\text{m}$ et pour une mire de 45 pixels.
- Reprendre ces mesures avec une mire de 21 pixels, un pas de 250 nm et sur une plage $2 \mu\text{m}$, de préférence sur la même cellule.

A partir des deux séries d'images de scan à 45 et 21 pixels, utiliser le programme Matlab `CoupeOptiqueNW2023.m` pour obtenir une série de coupes optiques. On créera pour cela dans chaque dossier de Scan un sous dossier `Coupe` dans lequel viendront se placer les coupes calculées.

Mesure de l'épaisseur de coupe optique dans ImageJ

- Ouvrir la séquence d'images de coupe optique sous forme de stack avec `textttFile` → `import` → `image sequence` : on doit voir la coupe optique se déplacer le long de la paroi supérieure de la cellule.
- Sélectionner une petite zone rectangulaire dans l'image proche de la coupe optique pour que celle-ci passe de part et d'autre de cette zone quand on fait défiler le scan.
- utiliser `Image` → `Stack` → `Plot Z Axis Profile` pour tracer le signal moyenné sur le rectangle choisi en fonction du nombre de pas de scan en Z. En multipliant par la valeur utilisée pour les pas de scan de la piézo (a priori 250 nm) la largeur à mi hauteur de cette courbe donne l'épaisseur de la coupe optique.
- Comparer les valeurs obtenues à 45 et à 21 pixels. Commenter.

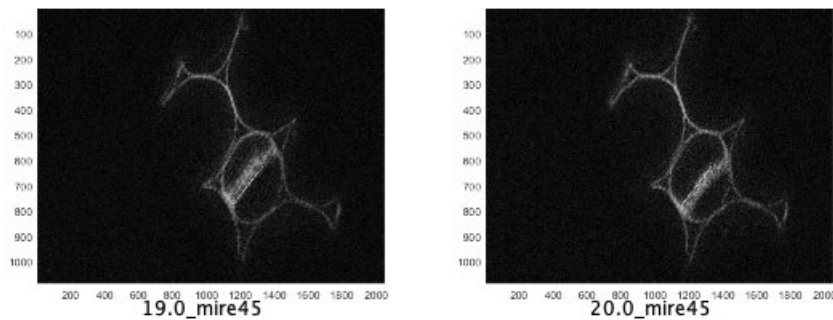


FIGURE 2.6 – Coupes optiques obtenues pour une cellule de muguet avec une mire de période 45 pixels pour deux tensions de 19 V et 20 V appliquées à la cale piézoélectrique respectivement à gauche et à droite. La paroi supérieure de la cellule étant inclinée, la zone de coupe optique se déplace en fonction de la hauteur de coupe.

4.3 Reconstruction 3D

On va d'abord se faire la main en réalisant une reconstruction 3D pour l'échantillon de cellules de plantes.

Choix des paramètres de scan : suivant la qualité des coupes optiques précédentes, on choisira une mire de 45 ou 21 pixels et un pas de scan voisin de la moitié de la largeur de coupe optique mesurée. Pour la plage de scan, on la choisira pour couvrir toute la paroi supérieure d'une cellule. Typiquement pour une mire de 21 pixels on réalisera une série de coupes avec un pas de 500 nm sur une plage de 4 μm .

Il faut s'assurer que l'échantillon ne photoblanchit pas pendant la durée de la mesure. Pour cela on a intérêt à limiter l'intensité d'excitation et augmenter le gain sur la caméra, et à bloquer le faisceau en dehors de la phase d'acquisition de la pile d'images.

Pour avoir la même échelle en X,Y et Z pour la reconstruction 3D il faut convertir les pixels de caméra en microns dans l'espace objet en utilisant le grandissement g_{y2} de la conjugaison plan de mise au point - caméra.

Affichage 3D :

- Importer chaque coupe optique réalisée dans ImageJ : File $\rightarrow$ import $\rightarrow$ image sequence.
- Dans Image $\rightarrow$ Properties, indiquer la taille des pixels de caméra convertie en microns dans l'espace objet (en utilisant le grandissement de l'objectif de microscope).
- Reconstruction 3D : image $\rightarrow$ Stacks $\rightarrow$ 3D Project..., renseigner dans les paramètres l'espace entre chaque coupe en microns tel que choisi pour le scan.

On obtient alors une série d'images représentant la reconstruction 3D de la série de coupe. Vous pouvez augmenter la valeur de l'espace entre deux coupes pour avoir une meilleure perception des reliefs.

Une fois la méthode maîtrisée, on pourra imager un échantillon de cellules animales (ostéosarcomes) dont les microtubules ont été marqués à l'Alexa 488 (échantillon entouré

de colle bleue noté 2) : comme les microtubules sont présents dans tout le cytoplasme de la cellule (hors noyau) ce marquage donne une structure 3D plus intéressante que les cellules de plantes marquées uniquement sur leur membrane. Attention cet échantillon contient moins de marqueurs fluorescents, il doit être préservé du photoblanchiment en n'éclairant que lors des prises d'image. Pour cet échantillon, on utilisera une mire de 21 pixels et un pas de scan plus petit de 250nm pour bien visualiser la structure. On adaptera la plage de scan totale à la partir de l'échantillon que l'on souhaite imager.

Annexe

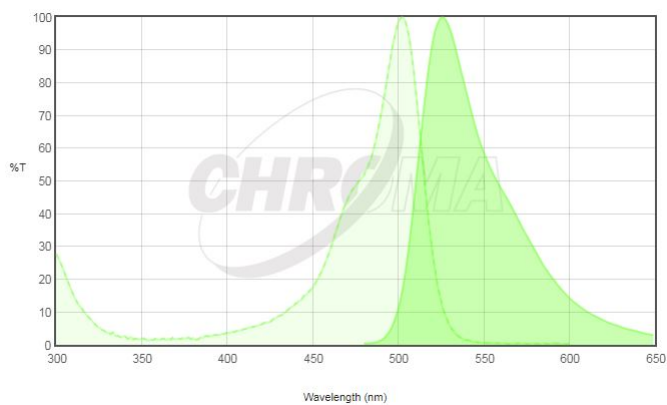


FIGURE 2.7 – Spectre d'absorption et d'émission du fluorophore AcridineOrange

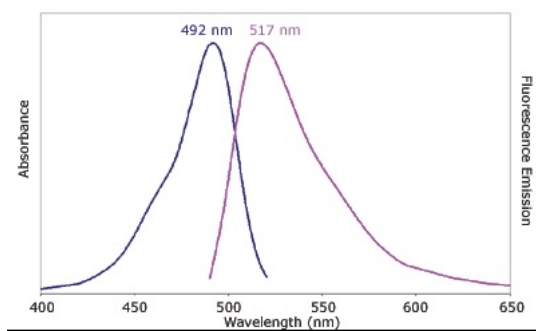


FIGURE 2.8 – Spectre d'absorption et d'émission de l'Alexa 488

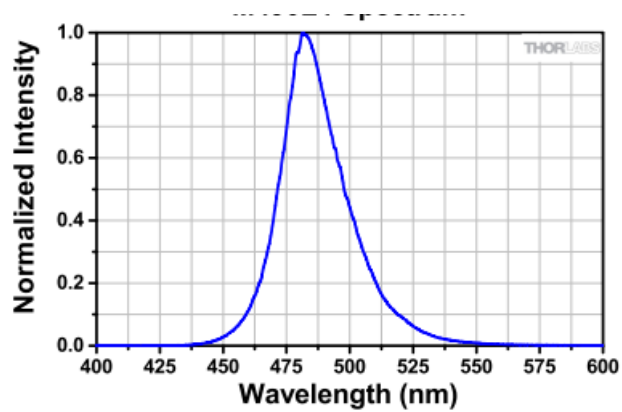


FIGURE 2.9 – Spectre d'émission de la LED Thorlabs M490L4

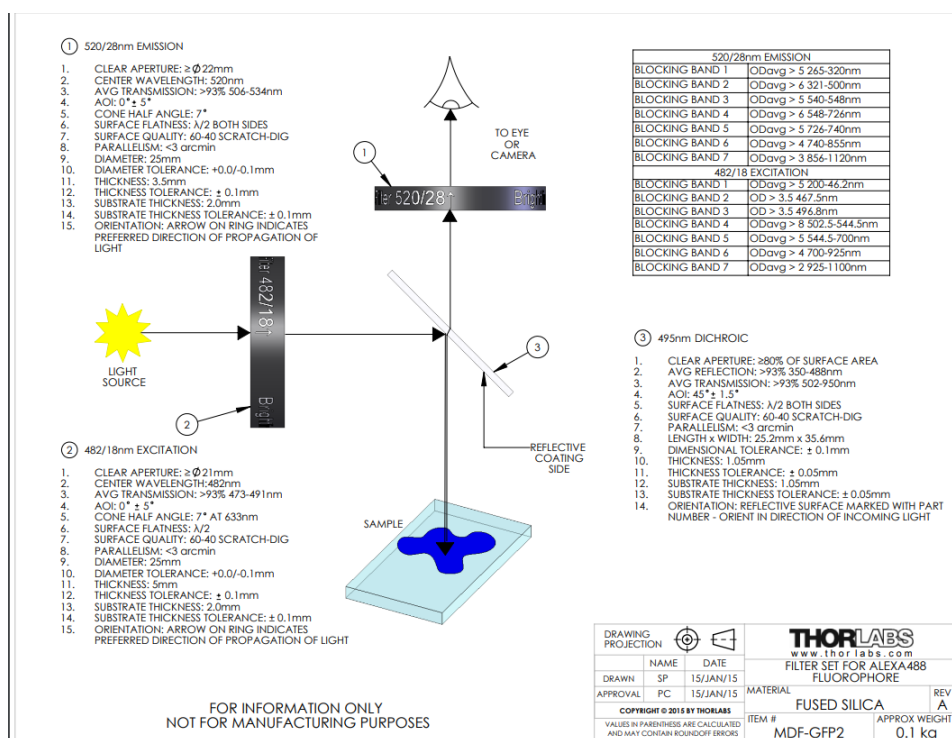


FIGURE 2.10 – DataSheet des filtres MDF-GFP2

CZ02/05 Convallaria majalis, lily-of-the-valley, t.s. of rhizome with vascular bundle



Lily of the valley
(https://en.wikipedia.org/wiki/Lily_of_the_valley)

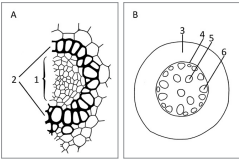
Lily of the valley, *Convallaria majalis* is a woodland flowering plant with sweetly scented, pendent, bell-shaped white flowers borne in sprays in spring. Due to its dense content of cardiac glycosides,

it is highly poisonous if consumed by humans or domestic animals. *Convallaria majalis* is an herbaceous perennial plant that often forms extensive colonies by spreading underground stems called rhizomes. New upright shoots are formed at the ends of stolons; the new leafy shoots still remain connected to the other shoots underground. The stems grow to 15–30 cm tall, with one or two leaves 10–25 cm (4–10 in) long; flowering stems have two leaves and a raceme of five to fifteen flowers on the stem apex.

The flowers have six white tepals (rarely pink), fused at the base to form a bell-shape, 5–10 mm diameter, and sweetly scented. Plants are self-sterile, and colonies consisting of a single clone do not set seed.

Fig. A: Sprouts and rhizomes of numerous monocot plants contain vascular bundles in which the phloem (1) lies on the inside and is surrounded by a ring of xylem (2).

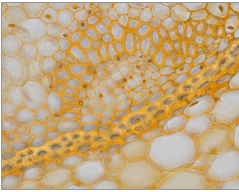
Fig. B: The cortex (3) is separated from the central cylinder by the endodermis (4), which consists of one to three layers of cells whose innermost tangential walls show extensive thickening that spreads onto the radial walls. This gives the endodermis cells a U-shaped appearance. A number of concentric vascular bundles (5) run through the length of the parenchymatic central cylinder. Most of those located near the endodermis (6) are not fully differentiated. Unlike a normal shoot, a rhizome does not need to bend, which enables the vascular bundles (which also serve as supporting elements) to be located in the centre.



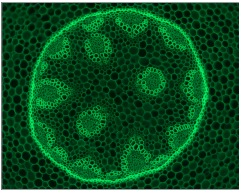
Staining	Acridinorange (Acridinorange is used to stain DNA and RNA as well as acidic organelles. It is able to penetrate cell membranes.)
Recommended contrasting technique/equipment	Brightfield, Fluorescence
Appearance	
Recommended Primostar 3 package	Package 415500-0041-000 Primostar 3 Full-Köhler with intermediate Fluorescence tube (415501-0022-000) for FITC stained specimen



Convallaria in brightfield, magnification: 10x



Convallaria in brightfield, magnification: 40x



Convallaria in fluorescence contrast, magnification: 10x

FIGURE 2.11 – DataSheet de l'échantillon Convallaria Lily-of-the-Valley de Zeiss

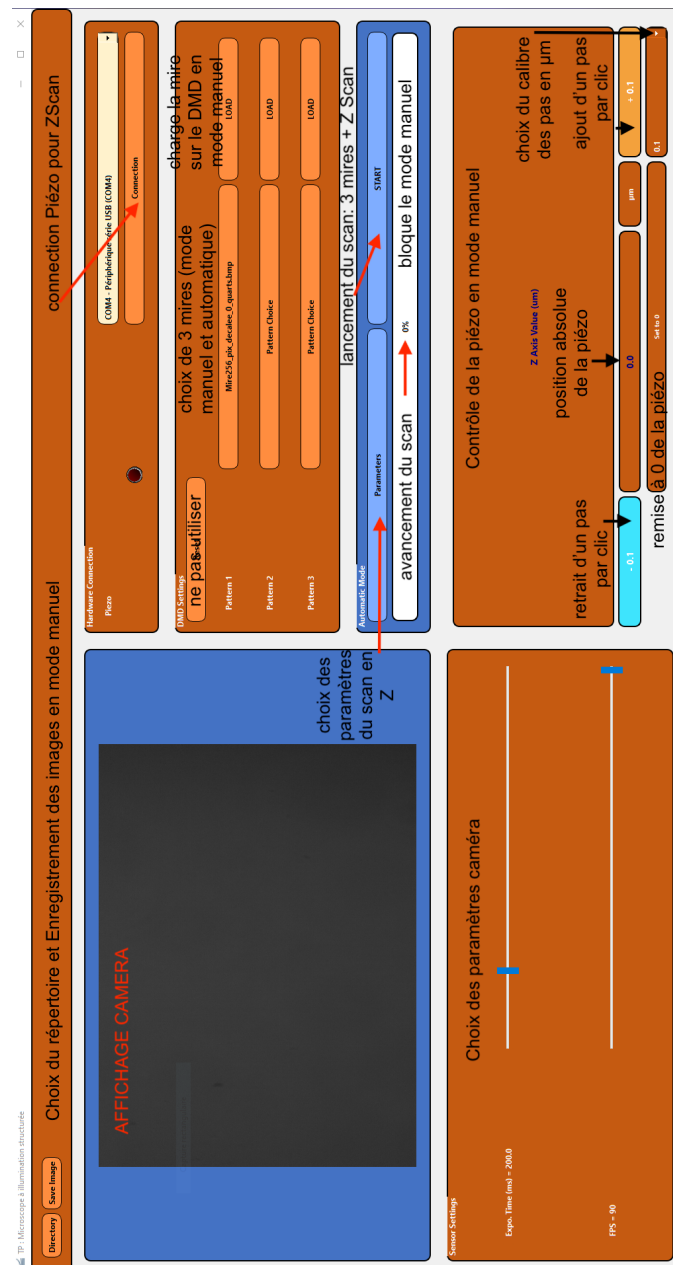


FIGURE 2.12 – Interface graphique du programme "startbiophot" de pilotage du TP illumination structurée. La piézo de déplacement de l'objectif (connection sur COM4 et Z scan), la matrice de micro-miroirs (DMD settings) et la caméra d'imagerie (écran et sensor settings) sont pilotés par le programme.

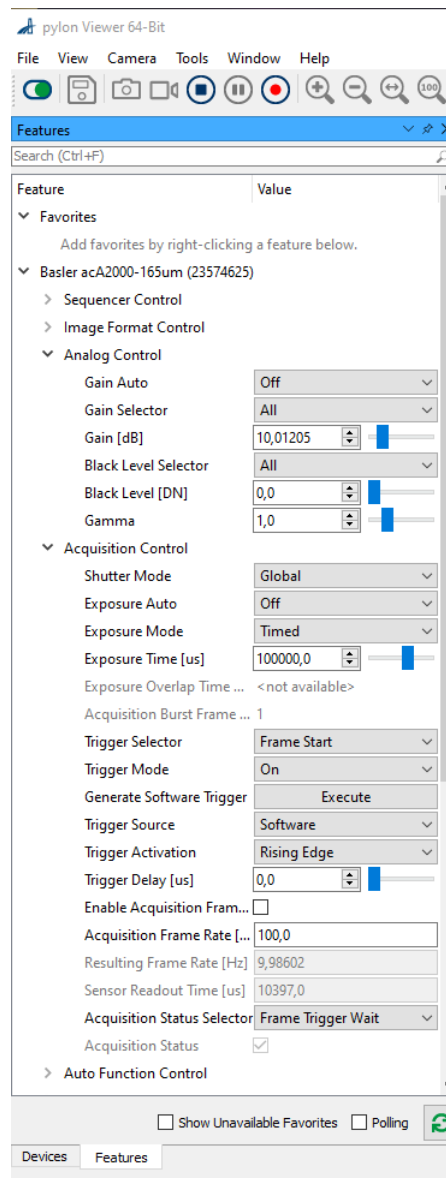


FIGURE 2.13 – Copie d'écran montrant les réglages des paramètres d'acquisition de la caméra Basler : ici une configuration permettant de lancer une acquisition en cliquant sur "Execute". Pour une acquisition en continu, changer Exposure Auto sur Continuous et Trigger Mode sur OFF.

TP B3 - PINCE OPTIQUE

Version octobre 2023

Contexte : l'utilisation de pinces optiques est très courante en biologie, pour déplacer des objets ou pour appliquer des forces. On pourra se référer par exemple à l'article paru en septembre 2021 dans la revue Photoniques : « La pince optique : un outil interdisciplinaire ».

Objectifs : Aligner un montage de pince optique et l'utiliser pour piéger des billes micrométriques et des cellules de levure. Déplacer le piège en déplaçant le faisceau et évaluer la distance sur laquelle peut ainsi déplacer les objets piégés. Enregistrer le mouvement brownien d'une bille piégée et analyser ce mouvement pour en déduire la raideur du piège en fonction de la puissance laser et de la hauteur de la bille piégée.

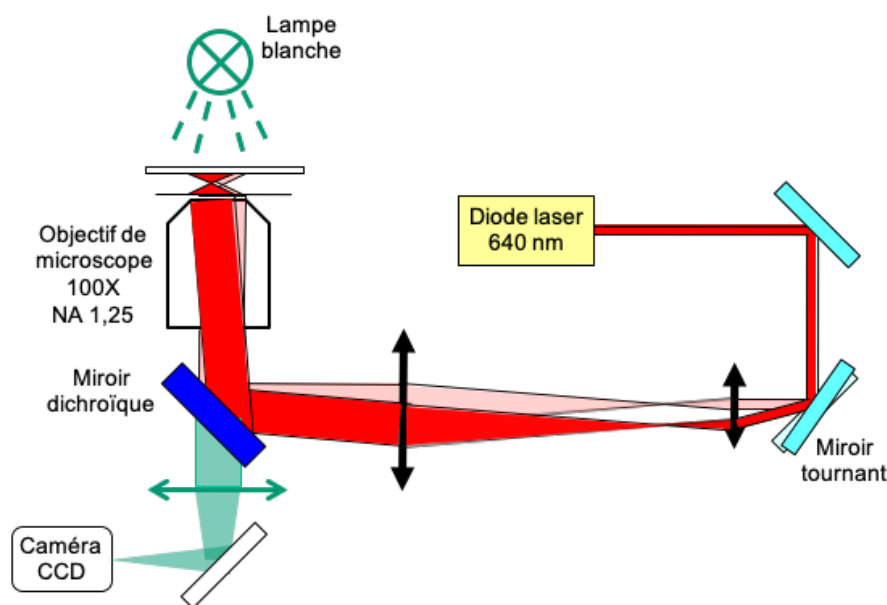


Schéma du montage à réaliser

Matériel mis à disposition (voir schéma ci-dessus)

- Microscope inversé Olympus équipé d'un objectif à immersion dans l'huile de grandissement 100 et d'ouverture numérique 1,25.
- Observation avec deux caméras UEye, l'une (caméra 1) à la place de la sortie binoculaire précédée d'un filtre coupant la longueur d'onde de la diode laser rouge (640nm), l'autre sur la voie latérale sans filtre (caméra 2).
- La roue porte-filtres du microscope comporte un miroir dichroïque réfléchissant la longueur d'onde du laser et transmettant le reste du visible. Une petite fraction du laser rouge est quand même transmise ce qui permet d'observer la lumière réfléchie par la lamelle ou par l'objet piégé sur la caméra latérale (caméra 2)
- Laser piège : diode laser de 30mW (Laser Boxx 638 Oxxius) émettant dans le rouge au voisinage de 640nm.
- Optique de mise en forme du faisceau : 2 miroirs de renvoi à 45° réglables suivant les deux rotations horizontale et verticale, 2 lentilles de focales 120 et 400mm formant un

télescope afocal, couissant sur un banc le long de l'axe optique, et réglables en translation latérale. Une densité variable est également disponible.

Pour la préparation des échantillons, on dispose de lames et de lamelles de microscope, de scotch double face, de pipettes permettant d'injecter les billes de polystyrène diluées dans l'eau ou les cellules de levure réhydratées à partir de levure lyophilisée.

1^{ère} étape : alignement du laser dans l'axe du microscope

Pour faciliter le réglage on gardera fixe le banc sur lequel seront montées les cavaliers portant les lentilles du télescope, et la position du microscope par rapport à ce banc.

Le rôle du télescope afocal est double : agrandir le diamètre du faisceau pour couvrir la pupille de l'objectif de microscope et obtenir un spot limité par la diffraction, et conjuguer le miroir mobile avec la pupille pour déplacer le piège sans perdre en intensité.

On réglera d'abord les deux miroirs en l'absence des lentilles du télescope pour que le faisceau soit parallèle au banc et dans l'axe de l'objectif. On pourra centrer le faisceau sur une position vide de la tourelle du microscope avant de mettre en place l'objectif. On dispose d'un diaphragme iris que l'on peut coulisser le long du banc pour régler l'alignement laser. On placera ensuite les deux lentilles du télescope en positionnant la première pour que le 2^e miroir de renvoi soit à son foyer et on réglera le télescope afocal avec un miroir d'autocollimation. La pupille d'entrée de l'objectif de microscope se trouve à peu près au niveau du filetage de fixation de l'objectif. On pourra vérifier qu'elle est bien conjuguée avec le miroir de renvoi (au foyer de la 2^e lentille du télescope).

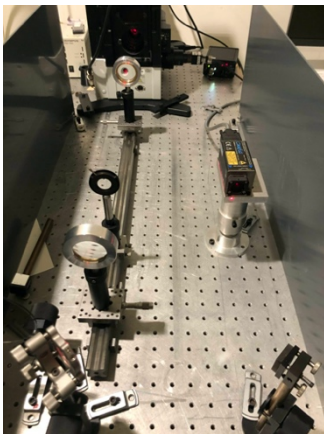
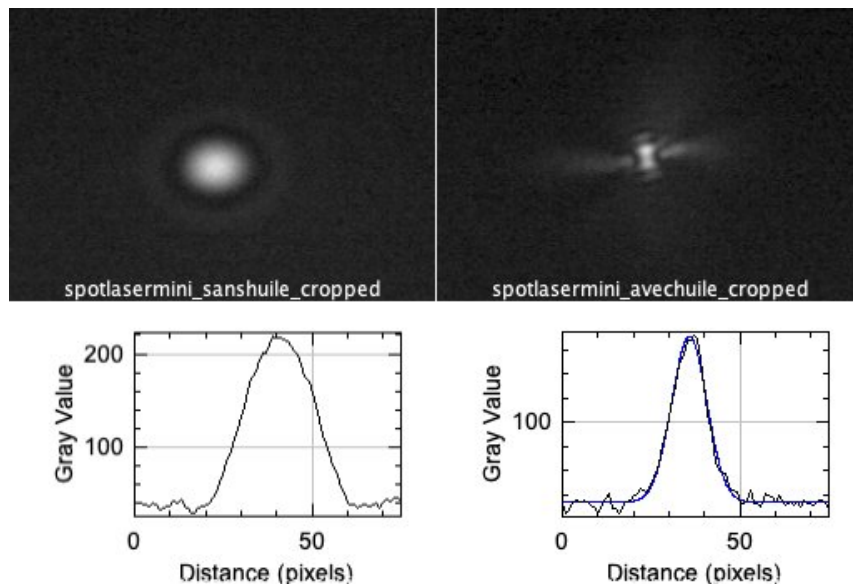


Photo du télescope réglé afocal



Spot laser centré sur le filetage de la tourelle porte-objectifs

Le réglage étant fait ainsi, on mesurera la taille du spot focalisé au foyer de l'objectif en observant sa réflexion sur une lamelle de microscope sur la caméra 2. On dispose pour cela de lamelles rectangulaires de la taille d'une lame de microscope, que l'on pourra placer dans le porte-échantillon. On pourra faire le réglage sans huile d'immersion dans un premier temps, puis avec une goutte d'huile déposée sur l'objectif et en contact avec la lamelle. On affinera le réglage en observant la symétrie du spot de part et d'autre du point de focalisation, déplacé en jouant sur le réglage de mise au point de l'objectif, et en jouant sur la translation des 2 lentilles pour l'améliorer.



*Exemple de spot laser focalisé sur la lamelle sans (gauche) et avec (droite) huile d'immersion
Les profils ont été réalisés sous ImageJ et (à droite) fitté par une gaussienne
 $\exp(-x^2/2d^2)$ avec $d=3,8\text{pixels}$ soit un waist de $0,4\mu\text{m}$.*

En l'absence d'huile d'immersion on devrait observer une figure caractéristique de l'aberration sphérique, et en présence d'huile on obtiendra un spot de diamètre plus petit. On enregistrera l'image de ce spot et on utilisera le logiciel ImageJ pour faire un profil (dessiner une ligne puis Analyze>Plot Profile) et en déduire la taille du spot focalisé que l'on comparera à la limite de diffraction (voir un exemple sur la figure ci-dessus, vous insérerez le même type d'images pour votre réglage dans le compte-rendu).

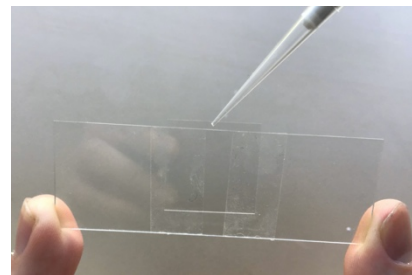
Le logiciel ImageJ est aussi capable de faire un fit gaussien d'un profil (en bas du profil : Data>>Add Fit) . Pour convertir les pixels en nanomètres dans le plan objet, on pourra utiliser la taille des pixels de caméra ($5,6\mu\text{m}$) et le grandissement de l'objectif ($100\times$). On pourra confirmer cette calibration en faisant l'image d'une mire graduée sur la caméra. Comme point de repère, un bon réglage doit vous conduire à un waist de moins de 500nm . Outre la qualité du réglage, on pourra se demander ce qui peut limiter la taille du spot focalisé par rapport à la limite de diffraction calculée à partir de l'ouverture numérique de l'objectif.

2^e étape : piégeage d'objets microscopiques plongés dans l'eau

On réalise un échantillon à partir d'une lame de microscope, d'une petite lamelle carrée ($22\times 22\text{mm}$) et de scotch double face en suivant les indications postées sur le mur devant la paillasse. Faire en sorte que le canal entre les 2 scotchs soit à peu près centré sur la longueur de la lame.



Photo de l'échantillon avant injection



Injection du liquide dans l'échantillon

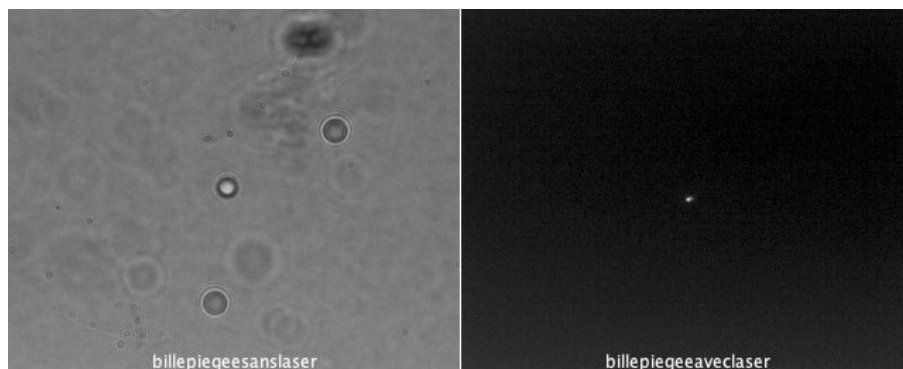
Piégeage de billes de polystyrène

On commencera par des billes de polystyrène de diamètre 3 μm diluées dans l'eau (eppendorf notée P3 à 10^{-2}) que l'on agitera à l'agitateur électrique avant d'en pipeter 20 μL et de les injecter entre lame et lamelle. On scellera l'échantillon avec du vernis à ongles transparents à l'entrée et à la sortie du canal. On attendra un peu que le vernis sèche avant de placer l'échantillon sur le microscope, avec la lamelle vers le bas, côté objectif et huile d'immersion.

Bloquer l'échantillon sur le porte-échantillon avec les lames ressorts. Ni le scotch ni la lamelle ne doivent toucher le porte-échantillon pour que l'appui se fasse bien sur les bords de la lame.

Allumer la lampe blanche halogène et régler la mise au point pour voir les billes flottant dans l'eau. On pourra aussi se repérer en regardant le spot laser focalisé sur la caméra 2 et en montant ensuite de 10 à 20 μm l'objectif pour chercher des billes flottant dans l'eau à cette hauteur au-dessus de la lamelle. Avec la concentration utilisée pour les billes, on doit en voir plusieurs à la fois dans le champ.

Translater la platine porte échantillon avec les vis micrométriques x et y pour amener une bille au voisinage du piège et observer le piégeage. Lorsque la bille est attirée dans le piège, on observe un spot brillant sur la caméra 2, réflexion du faisceau sur la bille piégée, et une bille immobile sur la caméra 1 à la même position. Enregistrer les deux images simultanées sur les 2 caméras.

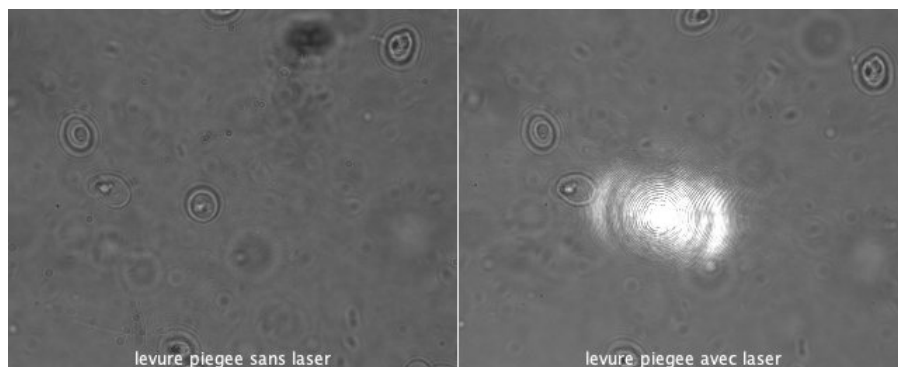


Bille de 3 μm piégée imagée sur caméra 1 (sans laser) et caméra 2 (avec laser)

Vérifier que l'on peut déplacer la bille piégée en déplaçant le faisceau avec l'orientation du miroir de renvoi (celui qui précède la 1^{ère} lentille du télescope) et verticalement en changeant la mise au point de l'objectif de microscope. Mesurer la plage en x,y et z sur laquelle vous pouvez maintenir la bille dans le piège. On se placera à une puissance laser moyenne de 15 mW. On pourra enregistrer une vidéo de ce déplacement en vue de la démonstration de l'expérience lors du forum des TP.

Piégeage de cellules de levure de boulanger : diluer quelques grains de levure en poudre dans de l'eau dans un eppendorf et mélanger avec l'agitateur électrique. Le liquide doit rester assez transparent sinon diluer plus. Réaliser un échantillon de ce mélange selon la même méthode que pour l'échantillon de billes. Même procédure que précédemment pour le piégeage par la pince optique. Il faut laisser un peu de temps aux cellules pour s'hydrater pour qu'on voie apparaître la structure interne des cellules et notamment leur noyau. Parmi les cellules observées, en trouver une qui est suffisamment libre (ni collée à la lamelle ni à d'autres cellules) pour être

déplacée par le piège. On prendra deux images simultanées d'une cellule piégée sur les 2 caméras, pour bien identifier la cellule qui est effectivement piégée.



Cellule de levure piégée imagée sur caméra 1 (sans laser) et caméra 2 (avec laser)

3^e étape : caractérisation du piège par la mesure du mouvement brownien des billes dans le piège.

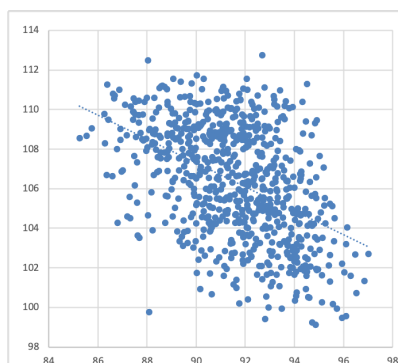
Pour cette partie on fera un échantillon avec des billes plus diluées (plutôt 10^{-3}) pour éviter qu'une 2^e bille vienne dans le piège pendant l'acquisition du mouvement brownien. Il sera alors un peu plus long de trouver une bille à piéger mais vous devriez être plus habile à ce stade.

Observer une bille piégée sur la caméra 1 (sans laser) pour différentes valeurs de la puissance laser jusqu'à des puissances assez basses (5mW) : on observe un mouvement d'agitation de la bille à l'intérieur du piège d'amplitude d'autant plus petite que la puissance est élevée. Ce mouvement brownien est dû aux collisions avec les molécules d'eau. Son amplitude dépend de la raideur du piège k et de la température de l'eau T selon la relation :

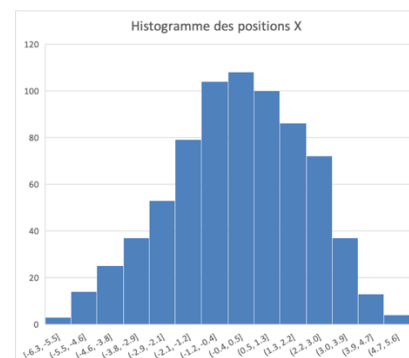
$$\frac{1}{2}k \langle x^2 \rangle = \frac{1}{2}k_B T$$

On peut également observer le mouvement de la bille piégée sur la caméra 2 via le changement de forme du faisceau laser réfléchi par la bille. C'est cette image-là que l'on va exploiter pour analyser le mouvement brownien de la bille.

A partir d'un film du mouvement de la bille dans le piège, on va calculer l'écart quadratique moyen et observer sa variation avec la puissance laser et avec la hauteur du piège par rapport à la lamelle.



*Nuage des positions de la bille dans le piège
(échelle en pixels) – $P=5\text{mW}$ $h=20\mu\text{m}$*



*Histogramme des écarts à la position
moyenne suivant x (0.8 pixel par colonne)*

Quelques indications sur la méthode :

- Réduire la zone d'enregistrement (AOI) autour de la bille piégée pour accélérer la prise d'images : click droit sur l'image, définir une nouvelle AOI, sélectionner la zone d'intérêt
- Ajuster le temps d'exposition pour ne pas saturer pendant toute la durée d'enregistrement
- Enregistrer un film sur la caméra avec laser : click sur icône enregistrement vidéo, créer un fichier.avi avec un nom explicite pour avoir accès aux réglages, choisir un nombre d'images max de 500, click sur enregistrer pour lancer l'enregistrement vidéo).
- Utiliser la mesure « coordonnées du centre de masse » (ImageJ) pour déterminer la position de la bille
- A partir du tableau de coordonnées du centre de masse en X,Y (fenêtre Résultats) copié dans Excel ou Matlab, calculer l'écart quadratique moyen.
- Pour l'étude en fonction de la puissance, on se placera à hauteur fixée, choisie pour que le piège soit stable.
- Pour l'étude en fonction de la hauteur (à puissance fixée) on commencera par repérer la hauteur max à laquelle on arrive encore à piéger pour répartir quelques points de mesure significatifs. On estimera la hauteur en microns à partir de la lecture sur la vis de réglage de l'objectif.
- Il peut être utile de faire une mesure sur une bille collée sur la surface ou sur un spot laser réfléchi sur la lamelle sans bille pour connaître le mouvement intrinsèque du dispositif, en-dessous duquel on ne peut plus espérer mesurer le mouvement brownien de la bille dans le piège.
-

Résultats attendus dans le compte-rendu:

- Tracer la raideur du piège en pN/nm en fonction de la puissance laser. On convertira les pixels en microns en utilisant la calibration pixel caméra <-> micron dans l'espace objet déjà déterminée plus haut. On comparera aux valeurs typiques trouvées dans la littérature. On fera apparaître la raideur seuil déterminée à partir de la bille collée (s'agit-il d'un seuil minimum ou maximum ?)
- Tracer la raideur du piège en fonction de la hauteur par rapport à la lamelle. La raideur varie-t-elle avec la hauteur ? Dans quel sens ? A quoi cela peut-il être dû ? (indice : aberration sphérique due à l'interface verre/eau)

Quelques indications sur l'utilisation du logiciel ImageJ pour l'analyse du film :

- Dans Analyze>Set Measurement choisir Center of Mass (la première fois).
- Ouvrir le film .avi comme Virtual Stack
- Appliquer Process>Batch>Virtual Stack
- Choisir "Measure" dans Add Macro Code (la première fois)
- Lancer Process : les coordonnées XM et YM pour chaque image du stack s'affichent dans une fenêtre Results.
- Sauvegarder à partir de File>Save As et faire les calculs sur le fichier sous format Excel

Quelques indications sur l'utilisation de la caméra UEye :

-
- Choisir un film de 500 images à la cadence max (durée de quelques secondes) pour l'enregistrement des mouvements browniens (on pourra vérifier que la valeur de $\langle x^2 \rangle$ ne change pas si on diminue ou augmente un peu le temps d'enregistrement).

- Pour éviter la saturation même aux puissances laser plus élevées, si on est déjà au temps d'exposition minimal, on peut réduire le gain (Onglet Image des paramètres caméra).

B4 - Méthodes de contraste en microscopie

Version nov 2023

Les deux enjeux majeurs en microscopie sont la résolution et le contraste. Les échantillons en biologie sont souvent transparents et de ce fait peu contrastés en microscopie de fond clair classique. Nous allons donc mettre en œuvre des méthodes pour augmenter le contraste de ces objets transparents et déphasants.

Travail demandé : A l'issue de ce TP, il vous sera demandé de comparer les images obtenues avec les différentes méthodes en précisant bien les conditions de mesure et d'expliquer le contexte dans lequel on serait amené à utiliser chacune de ces méthodes. On expliquera les éléments que l'on peut particulièrement bien observer avec chaque méthode (par exemple à l'aide des composants d'une cellule).

Préparation : Pas de questions, mais lire l'explication des différentes méthodes d'observation

I/ Présentation des montages et techniques d'observation

A/ Configuration optique

1 /Le microscope

Le microscope est équipé de 5 objectifs. Nous utiliserons principalement les 3 objectifs dits biologiques pour des préparations recouvertes d'une lamelle de verre (un objectif x20 conçu pour une lamelle standard d'épaisseur 0.17mm, un objectif x40 noté Ph pour l'observation en contraste de phase et un objectif x60 d'ouverture 0,9 avec une bague permettant d'ajuster la correction de l'aberration sphérique à l'épaisseur exacte de la lamelle utilisée). La tourelle comporte également 2 objectifs pour des observations en réflexion d'objets métalliques non couverts de lamelle (un de grandissement x20 et l'autre x50). Les autres caractéristiques de ces objectifs (ouverture numérique, distance à l'image) sont marquées sur les objectifs.

L'observation peut se faire sur deux types de caméras montées sur un tube à mettre en place à la verticale de l'objectif :

- Une caméra simple de marque IDS constituée d'une matrice de pixels de 5,5µm
- Une caméra de marque Phasics dédiée à la mesure de phase par décalage quadrilatéral : attention cette caméra est coûteuse et fragile !

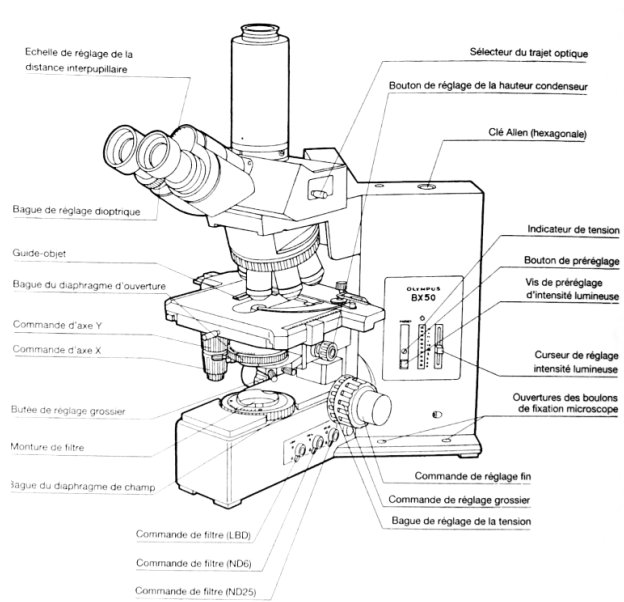


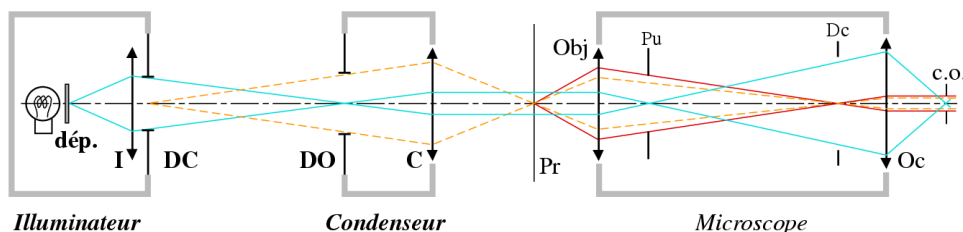
Fig1 Schéma du microscope

On peut observer le plan pupillaire à l'œil grâce à une lentille de Bertrand annexe que l'on place à la place d'un des oculaires.

Documents annexes disponibles dans la salle de TP :

- Manuel utilisateur du microscope BX50
- Texte sur les techniques de contraste en microscopie (auteur : Hervé Sauer) également accessible sur le site [www.optique-ingenieur.org/techniques microscopiques](http://www.optique-ingenieur.org/techniques_microscopiques)

2/ Rappel sur l'éclairage Köhler :

Fig2 Principe de l'éclairage Köhler (Source : Microscopie : fondamentaux d'Hervé Sauer et Joelle Surrel, site optique-ingenieur.org)

L'éclairage Köhler correspond aux trois conjugaisons suivantes :

- Diaphragme de champ de l'éclairage DC $\Leftrightarrow$ Préparation (via le réglage vertical du condenseur)
- Diaphragme d'ouverture de l'éclairage DO $\Leftrightarrow$ Pupille d'entrée de l'objectif à l'infini (préréglée par construction du condenseur)
- Filament de la lampe $\Leftrightarrow$ Diaphragme d'ouverture DO (via l'optique de l'illuminateur, préréglée également)

B/ Les différentes méthodes de contraste :

Le coefficient de transmission d'un échantillon transparent est :

$t = e^{i\phi} =_{DL1} 1 + i\phi$, où ϕ est la phase que nous cherchons à observer (pour un objet peu déphasant)

Dans le plan de Fourier on obtient alors une amplitude proportionnelle à : $\delta + i\tilde{\phi}$ (avec δ la distribution de dirac et $\tilde{\phi}$ la transformée de Fourier de l'objet)

1/ Observation en fond clair

En fond clair on n'observe que peu de contraste (nul en théorie car $|t|^2 = 1$, mais on peut déjà l'améliorer simplement en réduisant l'ouverture du diaphragme d'éclairage (éclairage partiellement cohérent). Ceci produit un filtrage passe bas dans le plan de la pupille (plan de Fourier).

Les paragraphes suivants décrivent des techniques de filtrage des fréquences spatiales (fond noir et contraste de phase) mais aussi des méthodes interférométriques (DIC et décalage quadrilatéral de phase) qui vont permettre d'améliorer encore plus ce contraste.

2/ Observation en fond noir

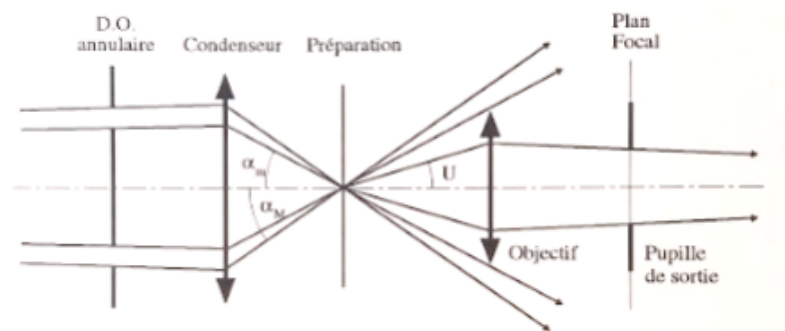


Fig.3 Principe du fond noir en transmission (Source : Microscopie : fondamentaux d'Hervé Sauer et Joelle Surrel, site optique-ingénieur.org)

Ce montage permet de supprimer la lumière d'éclairage direct (ordre zéro) qui arrive en dehors de l'ouverture angulaire de l'objectif et d'observer une intensité en sortie proportionnelle à ϕ^2 . En pratique cette méthode est mise en œuvre en plaçant un DO annulaire dans le plan focal du condenseur, de diamètre assez grand pour que la lumière rasante éclairant l'objet ne pénètre pas dans l'objectif.

3/ Observation en contraste de phase

On éclaire l'objet avec un cône de lumière obtenu avec un masque en forme de petit anneau dans le plan focal du condenseur. Une partie de la lumière est diffusée par l'échantillon. On déphase de $\pi/2$ et on atténue la lumière du faisceau direct grâce à un anneau de phase contenu dans l'objectif (plan focal) de transmission $\gamma < 1$ en amplitude. L'interférence entre le faisceau direct et la lumière diffusée permet d'observer une intensité proportionnelle à la phase de l'échantillon.

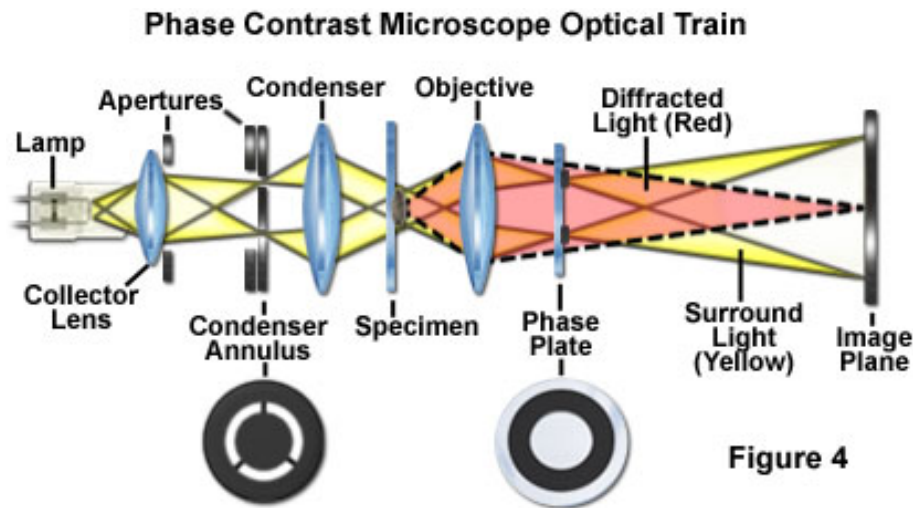


Figure 4

Fig.4 Principe de fonctionnement du microscope à contraste de phase (Source: site Nikon microscopyu.com)

De manière plus quantitative, dans le plan de Fourier l'amplitude du faisceau est : $i\gamma\delta + i\tilde{\phi}$

On obtient dans le plan d'observation une amplitude : $a \propto i\gamma + i\tilde{\phi}$

Soit une intensité $|a|^2 \propto \gamma^2 + 2\gamma\phi$ ce qui correspond à un contraste $C = \frac{2\phi}{\gamma}$.

4/ Observation en contraste interférentiel différentiel (DIC)

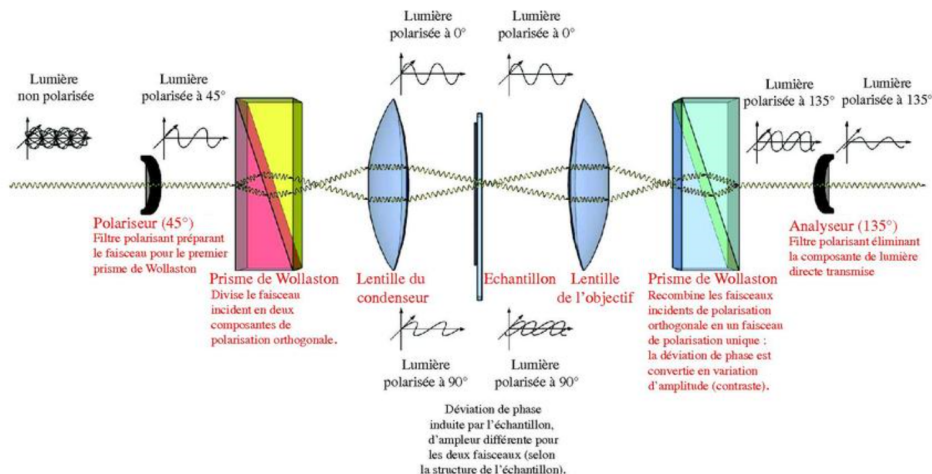


Fig.5a Principe de fonctionnement du microscope de contraste interférentiel (Source : Wikipédia)

Après un polariseur, le premier prisme de Wollaston sert à dédoubler le rayon incident en deux rayons écartés d'un angle α , ce qui donne un décalage spatial de $\alpha \cdot f$ à la sortie de la lentille du condenseur.

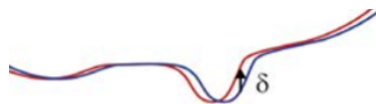


Fig. 5b: Représentation des deux fronts d'ondes au niveau de l'échantillon

A l'issue du deuxième prisme de Wollaston et de l'analyseur, les deux rayons interfèrent.

On a alors accès à la différence de chemin optique δ entre ces deux chemins optiques. On a donc accès à la différence de déphasage introduit entre deux points proches de l'échantillon. Ce qui

nous donne, avec un développement limité à l'ordre 1, le gradient d'épaisseur optique de l'échantillon : $\frac{\partial(ne)}{\partial x} = \frac{\delta}{\alpha f}$. Par intégration, on obtient alors le profil de la phase.

5/ Observation de la phase par décalage quadrilatéral

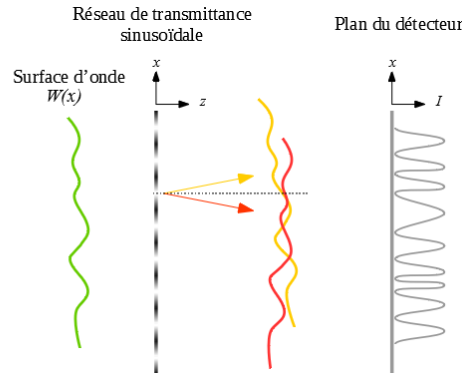


Fig. 6 - Principe de fonctionnement de la caméra SID4BIO de la société Phasics

On cherche à mesurer le front d'onde incident $W(x,y)$ qui contient l'information sur le déphasage introduit par l'échantillon.

Le capteur de la caméra est précédé d'un réseau de transmittance sinusoïdale : $t(x,y) = \sin(\frac{2\pi}{p}x)\sin(\frac{2\pi}{p}y)$, soit dans l'espace de Fourier :

$$\tilde{t}(u,v) = \frac{\delta(u-\frac{1}{p},v) - \delta(u+\frac{1}{p},v) + \delta(u,v-\frac{1}{p}) - \delta(u,v+\frac{1}{p})}{2i}$$

$$W_+(x,y) = t(x,y)W_-(x,y), \text{ donc } \widetilde{w}_+ = \tilde{t}(u,v) * \widetilde{w}_-$$

Ce qui revient à générer quatre répliques du front d'onde selon quatre vecteurs d'onde différents :

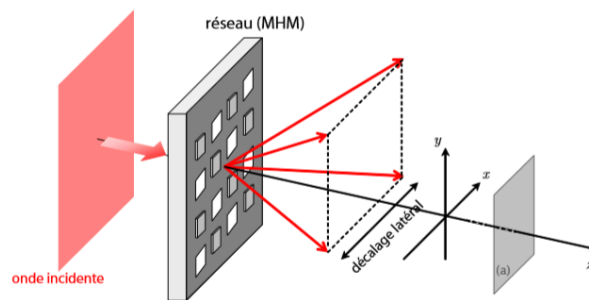


Fig. 7 Représentation des quatre répliques du front d'onde (Source : Bruno Toulon. La mesure d'amplitudes complexes par interférométrie à décalage multi-latéral, thèse 2009 accessible sur theses.fr)

En faisant interférer deux répliques décalées dans le plan du réseau selon l'axe x (resp. y), on a accès via l'interférogramme à la quantité

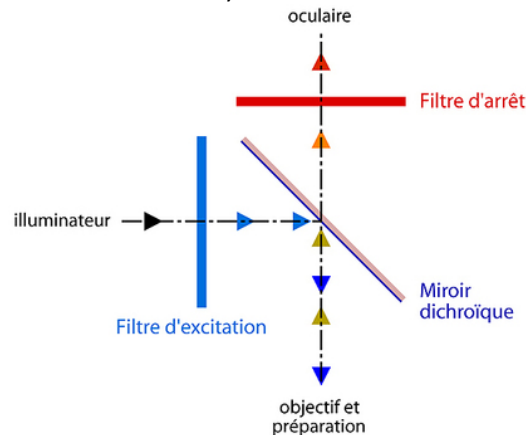
$$\Delta_x W(x,y) = W\left(x + \frac{s}{2}, y\right) - W\left(x - \frac{s}{2}, y\right), \text{ donc à } \frac{\partial W(x,y)}{\partial x} \underset{DL1}{=} \frac{\Delta_x W(x,y)}{s}$$

On peut alors reconstruire numériquement l'image à partir de ces interférogrammes. Le logiciel associé à la caméra fait cette reconstruction.

6/ Microscopie en fluorescence :

Certains échantillons contiennent naturellement des substances fluorescentes comme la NADPH ou la chlorophylle. Dans d'autres échantillons on introduit artificiellement des fluorophores. Dans notre cas des cellules d'ostéosarcomes marquées à l'Alexa 488, les fluorophores sont fixés sur les molécules de tubuline formant les microtubules.

Pour observer un échantillon en fluorescence, on l'éclaire à l'aide d'une lumière à la longueur d'onde d'excitation. Un miroir dichroïque permet de réfléchir la lumière d'excitation vers l'échantillon. L'échantillon réémet de la lumière par fluorescence à une longueur d'onde plus grande qui est transmise par le miroir dichroïque. On place un filtre en sortie pour filtrer la lumière à la longueur d'émission (cette étape est très importante car la lumière d'excitation est beaucoup plus intense que la lumière émise).



Ce "cube" remplace la lame semi-réfléchissante standard de l'éclairage Köhler par réflexion.

Fig.8 Principe de fonctionnement du cube utilisé pour l'observation en microscopie de fluorescence (source : optique-ingenieur.org)

7/ Microscopie de polarisation :

Si l'objet est biréfringent, on peut l'observer entre polariseur et analyseur croisés. Les zones biréfringentes apparaîtront colorées selon le déphasage. On pourra alors lire la valeur de ce déphasage à l'aide des teintes de Newton.

C/ Les différentes cellules observées

Nous étudierons quatre types de cellules :

Des cellules buccales (humaines)

Des cellules végétales (épiderme d'oignon).

Des cellules fongiques (levure de boulanger).

Des cellules végétales de muguet (Convallaria)

Les cellules Convallaria ont été marquées avec de l'acridine orange (localisée dans leur membrane) puis fixées (elles sont immobilisées donc mortes). L'acridine orange a un pic d'absorption à 500 nm (bleu) et un pic d'émission à 522 nm (vert).

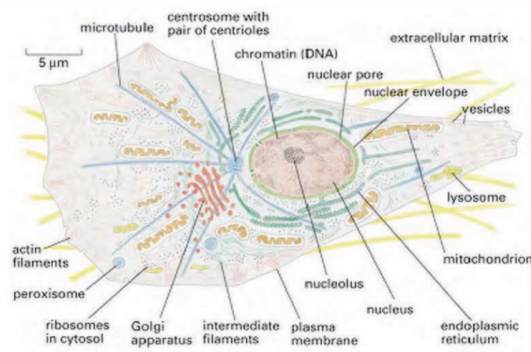
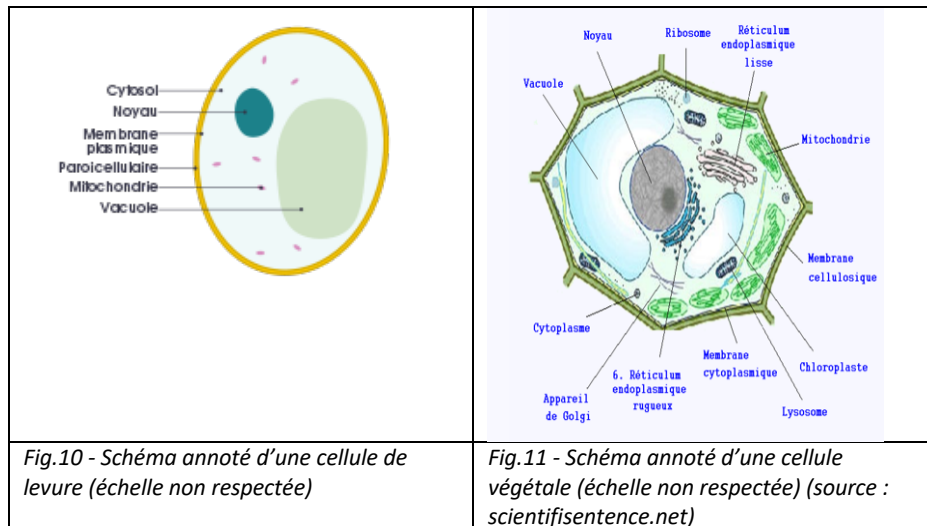


Fig.9 - Schéma annoté d'une cellule animale (échelle non respectée) (Source : Molecular Biology of the cell, 4th edition)



II /Manipulations

Points importants sur le matériel :

- On dispose pour le plus gros microscope Olympus de 2 caméras : une caméra UEye de chez IDS qui sera utilisée pour toutes les méthodes de contraste standard (fond clair, fond noir, contraste de phase et contraste interférentiel) et une caméra Phasics beaucoup plus chère (40k€ avec le logiciel associé) qui permet de faire directement des mesures de phase (uniquement utilisée pour la méthode 5). Chaque caméra est fixée sur un tube qui doit rester associé à la caméra. C'est l'ensemble que vous changerez en fonction de la méthode utilisée.
- La caméra Phasics est fragile : ne l'alimenter que lorsque vous l'utiliserez (méthode 5 à décalage quadrilatéral) et ne pas trop l'éclairer au risque de l'endommager.** On vérifiera que la jauge d'illumination n'apparaît pas rouge (le cas échéant diminuer le temps d'intégration ou l'éclairage du microscope).
- Le prisme de Nomarski et la lampe halogène sont fragiles, on évitera de les déplacer inutilement. Pour déplacer la lampe, une clé Allen se situe dans le microscope.
- L'objectif x40 à contraste de phase permet d'observer l'échantillon sous toutes les méthodes de contraste, en changeant le diaphragme du condenseur. Nous recommandons donc de l'utiliser pour les différentes comparaisons.

A chaque changement d'objectif ou d'échantillon on ajustera la configuration d'éclairage Köhler, pour cela :

- faire la mise au point sur la préparation
- fermer le diaphragme de champ et d'ouverture totalement

- régler la hauteur du condenseur de manière à observer nettes les pales du diaphragme de champ
- centrer le condenseur
- ouvrir le diaphragme de champ pour éclairer tout le champ objet

A/ Observations préliminaires avec le microscope Zeiss PrimoStar

Observer à l'aide du microscope Zeiss et l'objectif x20 une mire graduée en dizaines de microns. Régler l'éclairage Köhler. Vérifier le grandissement de l'objectif. Attention la voie caméra est équipée d'un réducteur de grandissement (0.65) permettant d'augmenter le champ. Notez les caractéristiques de la caméra IDS utilisée sur ce microscope (indiquées sur le côté de la caméra).

Mesure de résolution, influence de l'ouverture de l'objectif: Les diatomées ont des structures naturelles de périodes différentes. Elles sont utilisées pour qualifier la résolution du microscope. Observer les diatomées avec l'objectif x40. Régler l'éclairage Köhler. Quelle est la plus petite structure résolue ? On pourra également observer l'amélioration de la résolution quand on utilise l'objectif x100 à immersion dans l'huile mais on veillera ensuite à bien nettoyer l'huile sur l'objectif et l'échantillon avec du papier optique et de l'éthanol (demander à l'enseignant de vous montrer comment faire).

Q0 : Quelle est la limite de résolution fixée par les pixels de la caméra utilisée sur ce microscope ? Est-elle limitante par rapport à la limite de diffraction pour l'objectif le plus ouvert ?

Eclairage cohérent ou incohérent: Faire varier l'ouverture de l'éclairement (bague du condenseur), et observer qualitativement les différences de l'aspect de l'image et de la résolution selon l'ouverture de l'éclairage.

Pour la suite on utilisera le microscope Olympus BX50 avec la caméra UEye d'IDS dont on notera les caractéristiques (écrites dessus). Les observations en fond clair, fond noir et contraste de phase peuvent également être faites avec le microscope Zeiss, de sorte que chaque membre du binôme pourra faire ces observations sur un des microscopes et les comparer. Il faudra passer au BX50 pour les méthodes suivantes qui ne sont pas disponibles sur le Zeiss.

B/ Comparaison des différentes méthodes sur un même échantillon de cellules buccales

Préparation des cellules buccales :

Gratter l'intérieur de sa bouche avec un coton-tige en mousse et le déposer sur une lame de microscope préalablement nettoyée à l'alcool. Recouvrir d'une ou plusieurs gouttes d'eau puis d'une lamelle.

L'image étant très peu contrastée en fond clair, on pourra commencer par le contraste de phase pour trouver la mise au point puis revenir sur le fond clair et le fond noir ensuite.

1/ Imagerie en fond clair :

Régler l'éclairage Köhler et observer l'échantillon avec l'objectif x40.

Q1 Quelle limite de résolution la taille des pixels de la caméra que vous utilisez impose-t-elle dans l'espace objet ? Est-ce limitant par rapport à la diffraction ?

Quelle ouverture choisit-on pour observer en fond clair ? Enregistrer l'image obtenue et les conditions utilisées.

2/ Imagerie en fond noir :

En observant avec l'objectif x20, ouvrir totalement le diaphragme d'ouverture, puis placer la tourelle du condenseur sur la position 5. Enregistrer l'image obtenue.

Q2 Qu'observe-t-on ? Pourquoi le fond est-il noir ?

On pourra ensuite passer à l'objectif x40 et enregistrer l'image obtenue afin de pouvoir la comparer avec les autres méthodes de contraste au même grandissement. Le centrage du diaphragme annulaire est plus critique quand l'objectif a une plus grande ouverture pour éviter que de la lumière directe pénètre dans l'objectif et crée un halo lumineux. Si c'est le cas demandez de l'aide pour réajuster le centrage de ce diaphragme.

3/ Contraste de phase :

En observant avec l'objectif x40 dédié au contraste de phase, ouvrir totalement le diaphragme d'ouverture puis placer la tourelle sur la position 4. L'image doit avoir un meilleur contraste qu'avec les méthodes précédentes.

Q3 Quels sont à votre avis les organites que l'on est capable de voir sur ces images ? Qu'est-ce que l'on observe de plus par rapport au fond noir ?

Documenter avec des images.

Mesurer la taille de la cellule et du noyau.

Remplacer à présent l'oculaire par la lentille de Bertrand pour l'observation du plan pupillaire. Observer le masque de phase et le diaphragme annulaire superposés dans le plan de la pupille. Faire bouger la tourelle de sélection pour voir bouger le diaphragme annulaire du condenseur et ainsi bien le distinguer du masque de phase de l'objectif.

On pourra également en profiter pour revenir à la position 5 du condenseur et observer la différence entre les deux diaphragmes annulaires des positions 4 et 5.

4/ Contraste interférentiel différentiel :

Faire pivoter la bague portant le polariseur (situé sous la bague de sélection des diaphragmes d'ouverture du condenseur, il comporte des bagues de réglage métalliques qui se placeront sous le condenseur) puis mettre en place l'analyseur (tirette à l'entrée de la trinoculaire) et le tourner pour obtenir une extinction. Le point blanc indique la direction de l'analyseur qui doit être à peu près à 90° de l'axe de l'observateur, soit à 45° du Nomarski) Placer la tourelle du condenseur sur la position 3 (elle contient un prisme de Wollaston), ajouter un prisme de Nomarski (DICTS pour l'observation en transmission) juste au-dessus de la tourelle porte-objectif. Translater légèrement le prisme de Nomarski avec sa vis de réglage pour obtenir une image faisant apparaître un relief dans l'image (en niveaux de gris). Deux positions possibles sont situées à de part et d'autre de celle faisant apparaître une frange noire dans l'image.

Q4 Enregistrer une image correspondant à ces deux positions du prisme de Nomarski. Voit-on des creux ou des bosses ? Regardez attentivement votre image : d'où vient cette impression ?

Êtes-vous sûrs du signe du relief observé ?

Interpréter ce que vous observez.

5/ Mesure par décalage quadrilatéral de phase :

Retirer tous les polariseurs, masques de phase, éventuels filtres LBD (Light-Balancing Daylight : permettent de s'approcher du spectre de la lumière naturelle)

Se placer sous un éclairage Köhler et fermer totalement le diaphragme d'ouverture

Remplacement de la caméra IDS par la caméra Phasics : chaque caméra doit rester solidaire de son tube de fixation sur le microscope.

Lancer le logiciel SID4BIO :

-mot de passe = admin

-entrer le grandissement de l'objectif

-ajuster le temps d'exposition pour que la jauge d'exposition apparaisse en vert

Ouvrir les 3 fenêtres caméra, intensité et phase. On commencera par observer l'image en intensité, équivalente à celle observée avec la caméra précédente. Vérifier que l'indicateur d'intensité est dans la zone verte (baisser l'intensité ou réduire le temps d'exposition pour éviter d'être dans la zone rouge).

Q5 Dans le mode intensité, les pixels de la caméra sont groupés 4x4 (nécessaire pour la mesure des franges en mode phase), de sorte qu'un pixel correspond à une taille de 29,6µm. Quelle limite de résolution cela impose-t-il dans l'espace objet ? Est-ce limitant par rapport à la diffraction ?

La caméra mesure une différence de front d'onde, elle nécessite l'enregistrement d'un front d'onde de référence pour s'affranchir des défauts de phase introduits par le microscope (aberrations des optiques, défauts d'alignement et de mise au point).

Choisir d'observer la phase

Prise d'une référence :

-Mettre l'acquisition en pause

-Observer un endroit de la préparation homogène ne contenant pas les cellules que l'on cherche à observer, et dans le cas où une zone comme celle-ci n'existe pas, choisir la région la plus uniforme possible.

-appuyer sur référence et attendre que le bouton vert « Work in Progress » devienne gris

On devrait observer une image de phase uniforme avec des petites fluctuations d'épaisseur optique variant typiquement entre 0 et 20 nm. Mettre une cellule dans le champ et observer.

Q6 Observer l'image caméra et zoomer pour voir les franges d'interférence. Quelle ouverture choisir pour l'éclairage ?

Q7 Dans le cas d'une référence prise dans un environnement non homogène, expliquer les « fantômes » blancs obtenus lorsque l'on prend une référence proche de la zone observée. Enregistrer une image en indiquant les conditions et en identifiant ce qui est observé.

Options de traitement d'image utiles avec la caméra Phasics :

FLAT : cette fonction permet de supprimer les défauts de phase introduits par le système d'observation (notamment dus au fait que la référence ait été prise à un autre endroit de l'échantillon) soustrayant à l'image la phase de l'arrière-plan obtenu par régression polynomiale. (il faut dupliquer l'image pour avoir accès à cette option)

Une autre option utile est le filtrage par un filtre passe haut, qui permet d'augmenter le contraste des détails fins de l'image.

Si l'on désire exporter une coupe pour l'exploiter avec Matlab, un code est donné en annexe.

Contraste interférentiel calculé avec l'image de phase :

On peut utiliser la mesure de la phase que l'on vient de faire avec la caméra Phasics pour simuler l'image obtenue en contraste interférentiel qui pourra être comparée à la vraie mesure en DIC.

Effectuer une mesure de phase à l'aide de la caméra Phasics puis simuler la figure obtenue en contraste interférentiel différentiel (DIC)

Q8 Quelles sont les points communs et différences entre les deux images ? A quoi correspondent le DIC Angle et le DIC offset ?

C/ Observation de l'osmose dans une cellule d'oignon (plasmolyse)

Si vous manquez de temps ou si vous n'avez pas d'oignon sous la main, passez directement à la partie D.

Découper une écaille d'oignon, et prélever avec une pince un morceau de la fine peau intérieure de l'oignon. En découper deux morceaux et les déposer sur deux lamelles de microscope. Dans une préparation ajouter une petite goutte d'eau salée et dans l'autre de l'eau douce puis recouvrir avec une lamelle. On peut trouver en ligne des vidéos explicatives par exemple ici : <https://youtu.be/o81GUUR13XA>.

Q8 Nommer les constituants de la cellule observés au microscope
(Observer sous différentes méthodes de contraste)
Mesurer la taille du noyau et de la cellule.
En quoi la membrane diffère-t-elle de celle de la cellule buccale ?

Q9 Observer la différence de taille de la vacuole (stockant les liquides de la cellule) entre les deux cellules dans l'eau salée ou non, expliquer.

D/ Observation du bourgeonnement de cellules de levure de boulanger

Pour cette partie, on pourra travailler en collaboration avec le groupe « pince optique » pour la préparation des échantillons. Placer quelques grains de levure dans un cône de mélange, les hydrater (10mn environ) puis en prélever une goutte et la couvrir avec une lamelle couvre objet.

Une observation du bourgeonnement des cellules des levures en vitesse accélérée est disponible ici : <https://www.youtube.com/watch?v=y465zausWgl>.

Les cellules de levure sont normalement bien visibles en contraste de phase et en contraste interférentiel.

Q10 Observer sur un échantillon des levures dans différentes étapes de leur bourgeonnement. Mesurer la taille d'une cellule. Le noyau est-il visible en terme de résolution et de contraste ? On pourra comparer les images à celles obtenues par l'autre groupe sur le montage pince optique en fond clair mais avec un objectif plus ouvert.

E/ Microscopie de Polarisation :

Coller un de vos cheveux sur une lame de microscope ou utiliser l'échantillon déjà préparé. Observer entre polariseurs croisés (voir montage pour DIC mais sans le Wollaston et le Nomarski). Orienter l'échantillon en faisant tourner la platine jusqu'à voir le cheveu en couleur.

Q11 Pourquoi observe-t-on des teintes colorées ?

Que veulent-elles dire sur l'échantillon ? Quel est le composant du cheveu qui est à l'origine de cet effet ? Quelle orientation du cheveu par rapport aux polariseurs donne le meilleur contraste ?

F/ Microscopie de fluorescence :

La lame contenant les cellules de muguet marquées par des fluorophores est intitulée Convallaria et provient de Zeiss. On pourra laisser de côté cette partie si on a déjà fait le TP illumination structurée.

Commencer par observer l'échantillon en transmission en mode fond clair ou contraste de phase. Enregistrer une image en notant les conditions d'acquisition.

Eteindre la lampe du microscope et quand elle a suffisamment refroidi la déplacer en position haute (utiliser le tournevis Allen inclus dans le support du microscope). Placer le sélecteur de filtres sous la lunette binoculaire en position White Blue (WB), vérifier que la lumière au niveau de l'échantillon est bien bleue.

Observer alors l'échantillon fluorescent.

Q12 Enregistrer une image d'intensité en indiquant les conditions d'acquisition. Indiquer l'échelle et mesurer la taille d'une cellule. Comparer l'image en fluorescence et l'image en éclairage normal. On pourra essayer de superposer les deux sur la même zone de l'échantillon.

III / Étude du caractère quantitatif de la mesure de phase

Cette partie est facultative, elle est à faire si vous disposez encore de suffisamment de temps et que vous avez envie d'explorer des questions non encore résolues sur cette expérience. Sinon vous pouvez choisir plutôt de faire l'observation en polarisation sur le sucre glace (voir plus loin partie IV).

Etude sur des billes de polystyrène

Observer avec l'objectif x60 les billes de polystyrène avec la caméra de phase. La mesure est sensible à la qualité de l'éclairage, il faut alors à chaque fois vérifier l'éclairage Köhler.

La mesure est très sensible à la mise au point.

Mettre au point à l'œil puis ajuster la mise au point de manière à ce que les billes apparaissent comme un déphasage purement positif lorsque l'on effectue une coupe. Une fois le plan de mise au point choisi, il faut refaire une prise de référence.

Q13 Mesure des billes de polystyrène de diamètre 1 et 2 microns : Quel profil attend-on ? Quelle valeur de déphasage s'attend-on à mesurer théoriquement ? En pratique l'indice du polystyrène est plus bas lorsqu'il est dilué que la valeur tabulée. Vérifier la taille des particules observées avec l'observation en intensité.

IV/ Pour finir, une observation intéressante en lumière polarisée :

Préparer un échantillon en diluant un peu de sucre glace et l'observer entre deux polariseurs croisés.

Q14 Enregistrer une image faisant apparaître les grains de sucre avec les croix noires. Que vous rappellent les croix noires observées ? A quelle propriété de l'échantillon sont-elles reliées ?

Annexe : exportation des données d'une coupe d'une photo prise avec la caméra Phasics

Prendre une coupe et exporter les données dans un fichier .txt

```
fid=fopen('mamesure.txt','r')
X=fread(fid);
X=strrep(X,',';'.');
fclose(fid)
fid=fopen('mamesure.txt','w')
fwrite(fid,X);
fclose(fid)
M = dlmread('mamesure.txt',' ',1,0)
position=M(:,1); %en microns
phase=M(:,2); %en nanomètres
figure
plot(position,phase)
```