

UNIVERSIDAD DE GUANAJUATO



Laboratorio de Materia Blanda Condensada

Notas Técnicas

Natalia Margarita Zepeda Montiel

Uriel Larrea Corredor

Supervisor: Erick Sarmiento Gómez

Notas técnicas del laboratorio para elaboración de muestras y tomas de datos.
Resultado del XXX Verano de la Ciencia UG 2025.

26 de julio de 2025

Resumen

Dentro del laboratorio de Materia Condensada Blanda se desarrollan diversos experimentos en varias áreas de investigación, utilizando diferentes tipos de muestras, equipos y técnicas que dependen del tema de estudio. Para cada uno de los experimentos que se realizan en el laboratorio se parte del mismo punto: la elaboración de muestras. Dado que este paso es el más importante para asegurar la calidad de los experimentos, se han mejorado continuamente los protocolos de elaboración de muestras. Por ello, como parte de este manual se ha decidido incluir los pasos que se deben seguir para elaborar muestras, desde la limpieza de los vidrios. Análogamente, en el laboratorio hay múltiples arreglos ópticos, los cuales utilizan diferentes metodologías para realizar tomas de datos dependiendo de la computadora que se utilice y las especificaciones del experimento. Debido a esto, tener un manual que indique cómo utilizar estas metodologías es necesario para que las personas que deseen trabajar en alguno de estos arreglos puedan tomar datos sin que deban pasar por una capacitación antes. Se incluye también una explicación de algunos de los arreglos que forman parte del laboratorio, como las pinzas ópticas.

Keywords: elaboración de muestras, limpieza de porta y cubre-objetos, toma de datos, pinzas ópticas

Agradecimientos

Agradecemos a nuestro supervisor, el Dr. Erick Sarmiento Gómez, por su orientación y apoyo durante el desarrollo de este proyecto. Así mismo, reconocemos la colaboración de nuestros compañeros de trabajo y miembros del grupo de estudiantes bajo la tutela del Dr. Sarmiento, cuyo entusiasmo, dedicación y apoyo enriquecieron el trabajo e hicieron de esta experiencia una etapa memorable. A todos ellos, nuestro profundo agradecimiento.

Índice general

Índice de figuras	IV
1. Elaboración de muestras	1
1.1. Limpieza de portaobjetos y cubreobjetos	1
1.1.1. Materiales	1
1.1.2. Procedimiento	2
1.2. Sistemas coloidales en agua Milli-Q	3
1.2.1. Materiales	3
1.2.2. Procedimiento	3
1.3. Sistemas surfactantes	5
1.3.1. Materiales	6
1.3.2. Procedimiento	6
1.4. Inmovilización de muestras	7
1.4.1. Materiales	7
1.4.2. Procedimiento	8
2. Toma de datos	10
2.1. Vimba X Viewer	10
2.2. Adquisición de imágenes	10
2.2.1. Protocolo de adquisición de múltiples imágenes	11
Bibliografía	21
Appendices	22
A. Cómo utilizar una micropipeta	22

Índice de figuras

1.1. Ejemplo de partículas, de poliestireno $2\mu m$ de diámetro.	3
1.2. Muestra en tubo de eppendorf sellada con parafilm.	5
1.3. Muestra sellada con resina.	9
2.1. Ícono del software <i>Vimba X Viewer</i> .	11
2.2. Pantalla de inicio del software <i>Vimba X Viewer</i> .	11
2.3. Menú de la página principal	11
2.4. Lista de cámaras.	12
2.5. Pantalla de carga durante la conexión software-cámara.	12
2.6. Pantalla de control de la cámara.	12
2.7. Primera pestaña de control.	13
2.8. Segunda pestaña de control.	13
2.9. Pantalla de la segunda pestaña de control una vez que se recorta el campo de visión y se modifica su ubicación.	14
2.10. Lista de la quinta pestaña de control.	14
2.11. Pantalla del elemento <i>Camera</i> .	15
2.12. Lista del elemento <i>AcquisitionControl</i> .	15
2.13. Ventana para habilitar el cambio de fps.	16
2.14. Ventana con el checkbox marcado.	16
2.15. Elementos de la lista para la modificación de fps.	16
2.16. Ventana para cambiar el número de fps.	16
2.17. Ventana ya con la nueva cantidad de fps.	17
2.18. Elementos modificados para el número de fps.	17
2.19. Aparición de elementos para modificar el <i>Exposure Time</i> .	17
2.20. Aparición de elementos para modificar el <i>Exposure Time</i> .	17
2.21. Menú de la pestaña <i>File</i> .	18
2.22. Ventana para el formato y ubicación de las imágenes.	18
2.23. Opciones de formatos.	18
2.24. Ubicación para guardar las imágenes.	19
2.25. Definición de fps.	19
2.26. Definición de fps.	19
2.27. Definición de fps.	20
A.1. Partes de la micropipeta.	22
A.2. Pipeteo.	23

Capítulo 1

Elaboración de muestras

En el Laboratorio de Materia Blanda, el trabajo experimental inicia con la identificación de un problema y el planteamiento de una estrategia adecuada para resolverlo. Una parte crítica de este proceso es la selección del sistema que se utilizará y la preparación de las muestras, ya que estas determinarán la validez y calidad de los resultados. Factores como la dimensionalidad (por ejemplo, sistemas quasi-2D), la concentración de los componentes de la muestra y las condiciones de preparación deben optimizarse según los objetivos del estudio.

En este capítulo, se detallan los protocolos estandarizados para la elaboración de muestras, incluyendo:

1. **Limpieza de portaobjetos y cubreobjetos:** Protocolo de limpieza y descontaminación superficial de los vidrios.
2. **Sistemas coloidales en agua Milli-Q:** Preparación de sistemas coloidales en tubos Eppendorf.
3. **Sistemas surfactantes:** Preparación de muestras con CTAB (bromuro de cetiltrimetilamonio) y SDS (dodecilsulfato de Sodio).
4. **Inmovilización de muestras:** Técnicas de sellado en portaobjetos para microscopía.

Nota: Variaciones en las condiciones de preparación (medio, concentración, material y tamaño de las partículas) pueden afectar significativamente las propiedades del sistema blando y, en consecuencia, los resultados experimentales.

1.1. Limpieza de portaobjetos y cubreobjetos

Este proceso de limpieza es altamente importante al elaborar una muestra, ya que si los vidrios (portaobjetos y cubreobjetos) están sucios las partículas coloidales que se vayan a utilizar se van a adherir a la superficie del vidrio, lo que evitara que se muevan y no se puedan tomar datos de estas.

El tiempo de limpieza de los portaobjetos/cubreobjetos debe determinarse mediante inspección visual contra luz, asegurando que no queden residuos en la superficie de los vidrios.

1.1.1. Materiales

- Agua ultra pura ($18\Omega M/cm$), también llamada agua milliQ.

- Concentrado de limpieza Hellmanex III, previamente diluido de acuerdo a las especificaciones del producto (revisar *Hellmanex™ Cleaning Concentrate* (n.d.) para mayor información).
- Alcohol etílico.
- Acetona.
- Toallas limpiadoras Kimwipes.
- Portaobjeto y cubreobjeto.
- Guantes de nitrilo.

1.1.2. Procedimiento

El proceso de limpieza debe realizarse en la tarja que se encuentra en el piso inferior del laboratorio, es necesario que previo a la limpieza se acerquen todos los materiales antes mencionados para que no se deba interrumpir el lavado de vidrios.

1. Usar un par de guantes de nitrilo durante toda la limpieza. Es importante que no se usen guantes de látex, ya que este material se degrada con los productos que se utilizan en este protocolo.
2. Tomar por las orillas el vidrio que se desea lavar y enjuagar con agua milliQ.
3. Utilizando una pipeta depositar en una superficie del vidrio suficiente diluido de Hellmanex, de tal manera que toda la superficie tenga jabón.
4. Con los dedos pulgar e índice tallar, la superficie que contiene el jabón.
5. Repetir los pasos 3 y 4 con el otro lado del vidrio.
6. Enjuagar el vidrio por ambos lados con agua milliQ, tallar nuevamente con los dedos (sin utilizar el jabón).
7. Repetir el paso anterior 2 veces.
8. Utilizando alcohol etílico, enjuagar por ambos lados el vidrio. A partir de este paso ya no debe de tallarse el vidrio con los dedos.
9. Enjuagar con agua milliQ ambos lados del vidrio.
10. Con acetona, enjuagar ambos lados del vidrio.
11. Enjuagar ambos lados del vidrio con agua milliQ.
12. Con una toalla kimwipe, secar ambos lados del vidrio de manera que no quede ningún residuo de la toalla sobre la superficie de ninguna de las caras del vidrio.
13. Si después del paso 12 aún se observan residuos en el vidrio, repetir los pasos 11 y 12 hasta que, a contra luz, no se observe ningún contaminante en el vidrio.

1.2. Sistemas coloidales en agua Milli-Q

En ocasiones se trabaja con sistemas previamente utilizados en el laboratorio, por lo que no se debe iniciar desde cero la muestra, sino que ya existen en tubos eppendorf almacenados en el refrigerador del laboratorio. Sin embargo cuando se va a trabajar con una concentración no utilizada previamente, es necesario elaborar una muestra nueva desde cero.

1.2.1. Materiales

- Partículas. De acuerdo a los requerimientos del experimento, seleccionar las partículas que se van a utilizar. El laboratorio cuenta con partículas de sílica, poliestireno y partículas paramagnéticas de diferentes tamaños ($1, 2, 3 \mu\text{m}$ de diámetro).
- Agua ultra pura ($18\Omega\text{M/cm}$), también llamada agua milliQ.
- Tubo de eppendorf. Seleccionar el tamaño del tubo de acuerdo a la cantidad de muestra que se quiera elaborar, hay tubos de eppendorf con capacidad de contener $0,6\mu\text{l}$ y $1,5\mu\text{l}$ (si se requiere una muestra más grande se puede utilizar un recipiente de vidrio.)
- Micro-pipetas, se usan varias dependiendo de la cantidad de muestra que se quiera elaborar.
- Guantes, pueden ser de nitrilo o de látex.
- Marcador permanente negro con punta fina.
- Parafilm.

1.2.2. Procedimiento

Antes de comenzar, asegurarse de que las partículas aún sirven (no son muy viejas y a simple vista no se ve viscosa la sustancia dentro del bote de partículas).



Figure 1.1: Ejemplo de partículas, de poliestireno $2\mu\text{m}$ de diámetro.

Se pueden utilizar muestras concentradas o diluidas dependiendo del experimento. Entonces, primero se debe definir si se requiere concentrar o diluir las partículas. Para ambos casos,

una vez que se defina la concentración que se quiere y el volumen que tendrá la muestra final, utilizar la ecuación de balance de masas para saber qué volumen de partículas se va a necesitar,

$$C_1 V_1 = C_2 V_2 \quad (1.1)$$

donde C_1 indica la concentración inicial que contiene el stock (bote de partículas), V_1 el volumen que se utilizará directamente del stock, C_2 la concentración que tendrá la muestra final, y V_2 el volumen final de la muestra elaborada.

Preparación de muestras por dilución

Si se quiere hacer, por ejemplo, una muestra de $1ml$ con una concentración de $0,005$ se deben de sustituir estos datos en la ecuación 1.1 para saber cuántos μl agregar directamente del stock. Suponiendo que el stock tiene una concentración inicial de $0,05$ debemos hacer una **dilución** ($C_1 > C_2$), entonces:

$$(0,05) V_1 = (0,005)(1000\mu l) \quad (1.2)$$

$$V_1 = \frac{(0,005)(1000\mu l)}{0,05} = 100\mu l \quad (1.3)$$

Entonces, se deben agregar $100\mu l$ del stock en $900\mu l$ de agua milliQ para tener una muestra final de $1ml$ con una concentración de $0,005$.

Preparación de muestras por concentración

Si se debe hacer, por el contrario, una muestra de $1ml$ con una concentración de $0,25$ a partir de un stock con concentración inicial de $0,05$ debemos hacer una **concentración** ($C_1 < C_2$), entonces:

$$(0,05) V_1 = (0,25)(1000\mu l) \quad (1.4)$$

$$V_1 = \frac{(0,25)(1000\mu l)}{0,05} = 5000\mu l \quad (1.5)$$

Dado que el número resultante es mayor al volumen final que se necesita, se debe centrifugar la muestra para retirar el exceso: se agregan $5000\mu l$ del stock, se colocan en una centrifugadora por al menos 5 minutos, una vez que las partículas estén sedimentadas retirar $4000\mu l$ de agua para quedar con $1ml$ de muestra final.

Una vez que se definió lo anterior, el protocolo para elaborar la muestra es

1. Utilizar un par de guantes.
2. Con agua milliQ, enjuagar 2 veces el interior del tubo eppendorf. Asegurarse de que no queda agua dentro del tubo luego de los enjuagues.
3. De acuerdo con lo mencionado anteriormente, este paso se divide en dos partes: si se va a diluir, agregar primero al tubo eppendorf el agua milliQ al tubo y luego las partículas directamente del stock utilizando micropipetas (revisar A para el uso correcto de la micropipeta); si se va a concentrar, agregar al tubo las partículas directamente del stock, centrifugar y retirar el exceso.
4. Resuspender las partículas utilizando un vórtex por aproximadamente 5 minutos. Después de esto, ya se puede utilizar esta muestra.

5. Con el marcador, escribir la fecha de elaboración de la muestra, el tipo de partículas que se utilizó y su concentración en el exterior del tubo.
6. Para su almacenaje, sellar utilizando parafilm y guardar en refrigerio.



Figure 1.2: Muestra en tubo de eppendorf sellada con parafilm.

1.3. Sistemas surfactantes

Los surfactantes o tensoactivos son moléculas anfifílicas que reducen la tensión superficial entre dos fases (como agua/aceite o aire/agua). Su comportamiento crítico está determinado por la **Concentración Micelar Crítica (CMC)**, la cual marca la transición entre dos regímenes fundamentales:

1. **Fase diluida** ($<\text{CMC}$): Moléculas individuales en solución.
2. **Fase micelar** ($>\text{CMC}$): Autoensamblaje en estructuras organizadas (micelas esféricas, vesículas).

Por ello, los sistemas surfactantes son fundamentales en el estudio de la materia blanda por su capacidad para autoensamblarse en interfaces, modificando propiedades como la tensión superficial y la estabilidad coloidal. En este laboratorio, trabajamos principalmente con:

- **CTAB** (bromuro de cetiltrimetilamonio): surfactante *cationico* ($\text{CMC} \approx 1\text{mM}$ a 25°C)
- **SDS** (dodecilsulfato de sodio): surfactante *aniónico* ($\text{CMC} \approx 8,2\text{mM}$ a 25°C).

En ocasiones, el sistema que queremos estudiar es difícil de elaborar dado que las partículas pueden pegarse al vidrio del portaobjetos o del cubreobjetos fácilmente, lo que imposibilita

que se tomen en cuenta dichas partículas en la toma de datos. Utilizar estos surfactantes puede mejorar la elaboración de muestras dado que, al estar en su fase micelar, forma micelas esféricas al rededor de las partículas (su parte hidrofóbica se adhiere a las partículas y su parte hidrofílica queda hacia el medio) lo cual hace más difícil que las partículas se adhieran al vidrio. En este apartado se mencionan los pasos para la agregación de estos tensioactivos a las muestras.

Nota. Si ya se tiene surfactante disuelto en agua milliQ, pasar al paso 5.

1.3.1. Materiales

- Surfactantes en presentación sólida. CTAB: polvo cristalino blanco, SDS: polvo blanco.
- Agua ultra pura ($18\Omega M/cm$), también llamada agua milliQ.
- Balanza analítica.
- Recipiente de vidrio con tapa.
- Varilla de agitación.
- Guantes de látex o nitrilo.
- Muestra con partículas en tubo de eppendorf.
- Tubo eppendorf.
- Marcador permanente negro con punta fina.
- Parafilm.

1.3.2. Procedimiento

La muestra final que contenga las partículas coloidales y el surfactante va a tener un 50 % de su volumen total proveniente de la muestra con partículas (la muestra resultante de [1.2](#)) y 50 % del surfactante. Entonces, dado que la concentración del surfactante disminuirá al mezclarlo con las partículas es necesario que su elaboración contenga el doble de concentración necesaria para la formación de las micelas. Por la misma razón, es necesario tener doble concentración de partículas en la muestra.

1. Buscar la masa molar (m_{molar}) del surfactante. Por ejemplo, para el CTAB $m_{molar} = 364,45 \text{ g/mol}$.
2. Determinar la concentración (C_f) final de surfactante. Por ejemplo, para el CTAB, si $\text{CMC} = 0,001M \rightarrow C_f = 2\text{CMC} = 0,002M$
3. Establecer el volumen final (V_f) que se quiere hacer del surfactante. Si, por ejemplo, se quieren $10ml$, $V_f = 0,01l$.
4. Calcular la masa de polvo necesaria utilizando la ecuación

$$m = C_{\text{final}} \times V_{\text{final}} \times m_{\text{molar}} \quad (1.6)$$

Por ejemplo, para el CTAB:

$$m = 0,002 \times 0,01 \times 364,45 = 0,007289 \text{ g} \quad (1.7)$$

5. Usar un par de guantes.
6. Tarar en la balanza el recipiente donde se almacenará el surfactante.
7. Agregar el polvo de surfactante m al frasco sobre la balanza. Por ejemplo, de CTAM agregar $m = 0,007289\text{g}$.
8. Retirar el frasco con el polvo de la balanza.
9. Agregar el volumen V_f de agua milliQ al frasco.
10. Con la varilla mezcladora, diluir completamente el polvo en el agua milliQ mezclando.
11. Con agua milliQ, enjuagar 2 veces el interior del tubo eppendorf. Asegurarse de que no queda agua dentro del tubo luego de los enjuagues.
12. Definir el volumen que tendrá la muestra.
13. Agregar 50 % del volumen definido en el paso anterior directamente del recipiente con el surfactante.
14. Agregar la misma cantidad de volumen de la muestra que contiene las partículas.
15. Resuspender las partículas utilizando un vórtex por apriximadamente 5 minutos. Después de esto, ya se puede utilizar esta muestra.
16. Con el marcador, escribir la fecha de elaboración de la muestra y del surfactante, el tipo de partículas que se utilizó y su concentración en el exterior de sus respectivos recipientes.
17. Para su almacenaje, sellar los recipientes utilizando parafilm y guardar en refrigerio.

1.4. Inmovilización de muestras

La preparación adecuada de muestras es fundamental para obtener imágenes microscópicas de calidad. Este protocolo describe el procedimiento para inmovilizar muestras en sistemas confinados entre portaobjetos y cubreobjetos, permitiendo su caracterización con **objetivos de microscopio** de alta resolución. El espacio entre portaobjetos y cubreobjetos ($\sim 0.1\text{--}0.2\text{ mm}$) define el espesor de la muestra, crítico para mantener condiciones quasi-2D.

1.4.1. Materiales

- Portaobjetos previamente lavado. En el laboratorio se cuentan con portaobjetos de la marca *fisherbrand*, de $25 \times 75 \times 1,0\text{mm}$.
- Cubreobjetos previamente lavado. En el laboratorio se cuentan con cubreobjetos de la marca *fisherbrand*, de $18 \times 18\text{mm}$ con grosor de $0,13 \sim 0,16\text{mm}$.
- Muestra del sistema coloidal en un tubo de eppendorf (resultado de [1.2](#)).
- Resina epoxi.
- Acetona.
- Microespátula de muestreo con cuchara.

- Gancho explorador.
- Micropipeta de $0,5 - 10\mu l$ con punta afín.
- Servilleta.
- Marcador permanente negro con punta fina.

1.4.2. Procedimiento

Los μl que se agregan sobre el portaobjetos dependerá de los requerimientos del experimento, de qué tan quasi-2D se busca que sea el sistema.

1. Colocar en una superficie plana el portaobjetos, con la cara más limpia hacia arriba.
2. Con la micropipeta, tomar los μl necesarios de muestra del tubo de eppendorf.
3. Depositar cuidadosamente sobre el portaobjetos, lo más centrado posible, la muestra con la micropipeta.
4. Desechar la punta de la micropipeta.
5. Cuidadosamente tomar el cubreobjetos de las orillas con los dedos pulgar e índice, con orientación paralela a la superficie donde está el portaobjetos. Asegurarse de que la cara más limpia esté hacia abajo.
6. Colocar (sin soltar) por encima del portaobjetos el cubreobjetos, a aproximadamente 1cm de distancia.
7. Acomodar el cubreobjetos de manera que la gota de muestra en el portaobjetos quede en el centro del cubreobjetos.
8. Cuidadosamente, acercar el cubreobjetos y soltar ambos dedos al mismo tiempo.
9. Sobre alguna superficie que se pueda dañar, con la microespátula agregar epoxi en la superficie. Algunos pegamentos epóxicos vienen en dos compartimentos, donde la resina y el endurecedor se mezclan antes de aplicarlos. Si este es el caso, mezclar los componentes siguiendo las instrucciones del fabricante.
10. Agregar acetona a la servilleta y limpiar inmediatamente la microespátula para evitar su daño permanente con la resina.
11. Con el gancho explorador, tomar epoxi y colocarlo lentamente en todo el perímetro del cubreobjetos. Esto confinará la muestra entre los vidrios y la resina evitando que se contamine o seque.
12. Agregar acetona a la servilleta y limpiar inmediatamente el gancho explorador para evitar su daño permanente con la resina.
13. Esperar a que seque la resina, aproximadamente 10 ~ 15 minutos.
14. Con el marcador permanente, escribir la fecha de elaboración de la muestra sobre el portaobjetos y algún otro identificador.

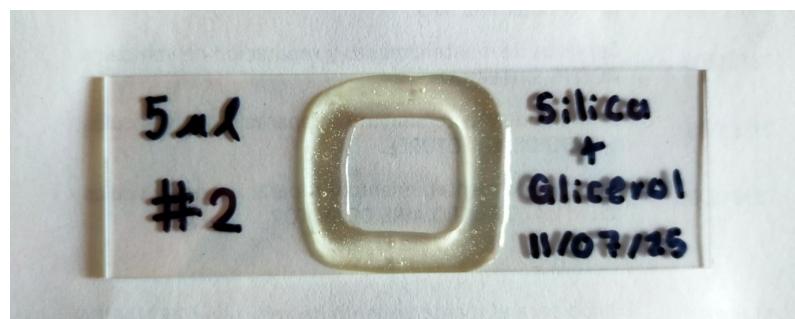


Figure 1.3: Muestra sellada con resina.

Capítulo 2

Toma de datos

En experimentos con microscopía óptica, la captura de imágenes es fundamental, ya que constituyen la base para el análisis de datos. Por esta razón, es prioritario obtener imágenes de la más alta calidad posible dentro de los límites técnicos del equipo.

En el Laboratorio de Materia Blanda, donde comúnmente se generan grandes volúmenes de datos visuales, se emplean softwares especializados para la adquisición de imágenes. Estos programas permiten capturar un número definido de fotografías a intervalos de tiempo muy cortos (múltiples frames por segundo), lo que facilita el estudio dinámico de los fenómenos bajo observación.

En este capítulo se describe paso a paso la toma de datos con uno de los softwares de adquisición de imágenes.

2.1. Vimba X Viewer

Vimba X Viewer es una herramienta de adquisición y visualización de imágenes desarrollada por *Allied Vision*, diseñada para cámaras compatibles con el estándar **GenICam**. Este software permite:

- **Controlar parámetros de captura** (exposición, ganancia, balance de blancos, etc.) en tiempo real.
- **Visualizar secuencias de imágenes** a alta velocidad con modos de disparo continuo o por eventos.
- **Guardar datos en formatos estándar** (como TIFF, PNG o RAW) para su posterior análisis.

En el Laboratorio de Materia Blanda, *Vimba X Viewer* se utiliza para garantizar una adquisición precisa y reproducible de imágenes microscópicas, especialmente en experimentos que requieren sincronización con estímulos externos o altas tasas de fotogramas.

2.2. Adquisición de imágenes

Para este protocolo partimos de que ya se tiene instalado el software de *Vimba X Viewer* en la computadora previamente. Si no es así, descargar el programa desde [Allied Vision \(2023\)](#) siguiendo las instrucciones del desarrollador, en la misma página se encuentra también la documentación del software.

2.2.1. Protocolo de adquisición de múltiples imágenes

1. Abrir el software de *Vimba X Viewer* haciendo doble clic sobre el ícono 2.1



Figure 2.1: Ícono del software *Vimba X Viewer*.

2. Se abrirá la pantalla principal del software, la que se muestra en la imagen 2.2.

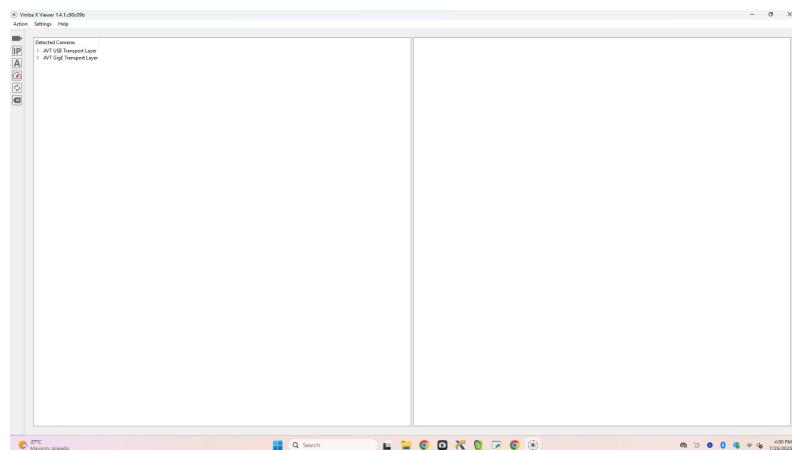


Figure 2.2: Pantalla de inicio del software *Vimba X Viewer*.

3. En la página principal, aparece un menú que se llama *Detected Cameras* con dos opciones:

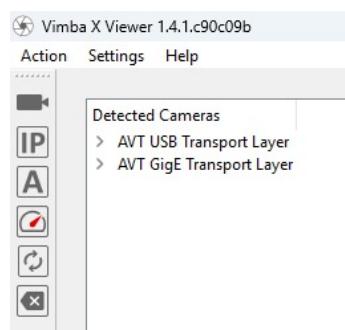


Figure 2.3: Menú de la página principal

4. Dar clic en el primer menú, *AVT USB Transport Layer*. Este desplegará una lista de las cámaras, que detecta el software, que están conectadas a la computadora como se muestra en la imagen 2.4.



Figure 2.4: Lista de cámaras.

5. Aparecerá en pantalla una imagen de la cámara, como en la figura 2.5, mientras se realiza la conexión con la cámara.

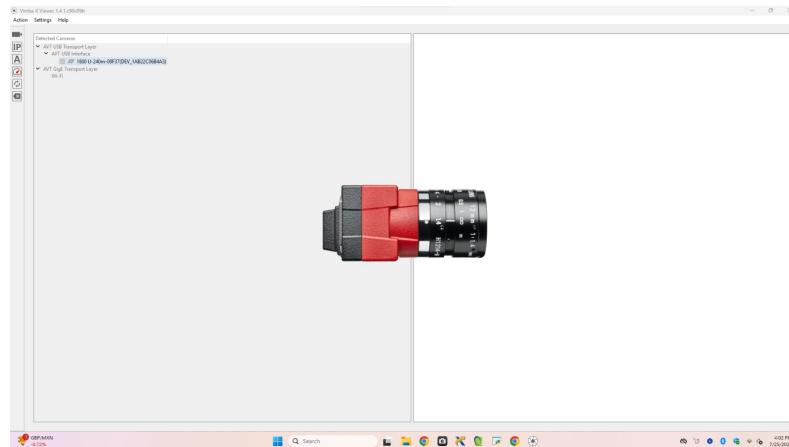


Figure 2.5: Pantalla de carga durante la conexión software-cámara.

6. Se abrirá una nueva ventana, como en la figura 2.6. Aquí es donde se definen las especificaciones del experimento para la toma de datos.

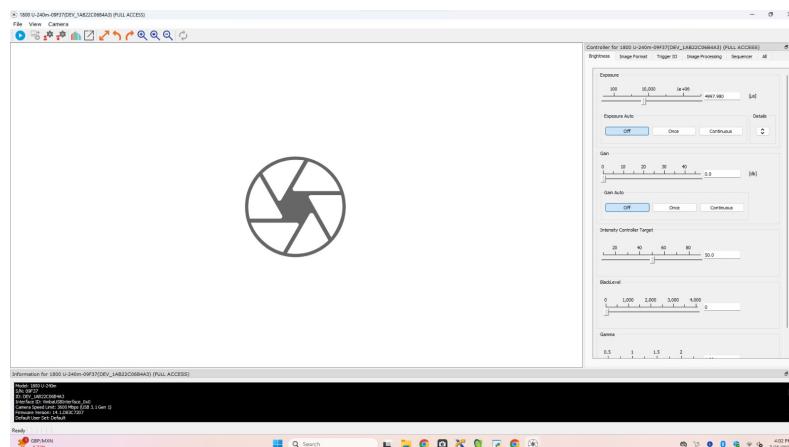


Figure 2.6: Pantalla de control de la cámara.

7. Del lado derecho de la pantalla aparece un nuevo menú, el de la figura 2.7, que muestra un menú que se llama *Controller for 1800 U – 240m – 09F37(DEV1AB22C06B4A3)* (*FULL ACCESS*).

En este primer elemento del menú, llamado *Brightness*, se puede modificar el *Exposure Time*, el cuál indica cuánto tiempo estará expuesto a la luz el sensor de la cámara mientras capturar una imagen.

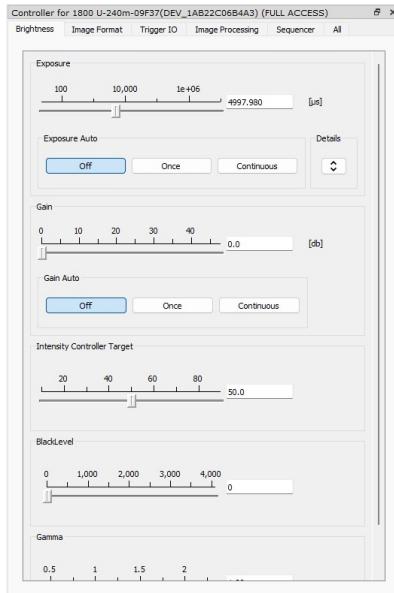


Figure 2.7: Primera pestaña de control.

8. En la siguiente pestaña, llamada *Image Format*, se puede modificar el tamaño del campo de visión que mostrará el software utilizando los campos de *Width* (para cambiar el ancho) y *Height* (para cambiar el alto), que aparecen en la parte baja de esa pestaña. Se puede observar en la imagen 2.8.

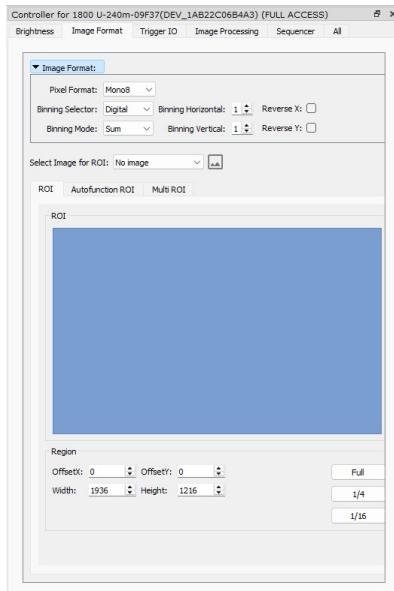


Figure 2.8: Segunda pestaña de control.

9. Si se recorta la imagen, se puede cambiar la región del campo de visión, dando un clic sobre el cuadro de color azul más brillante (como en la imagen 2.9) y arrastrándolo sin soltar el botón del mouse.

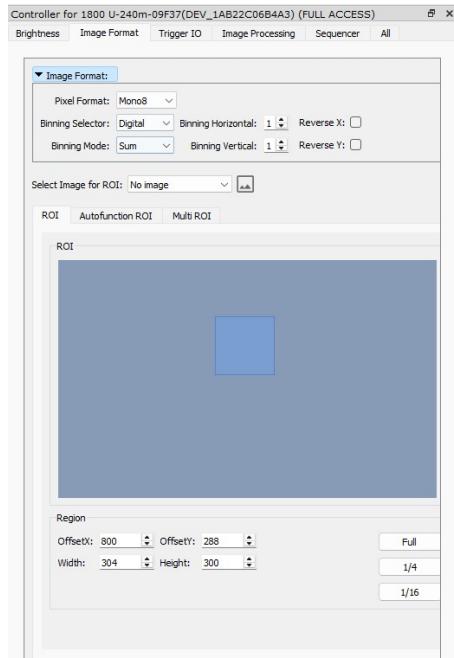


Figure 2.9: Pantalla de la segunda pestaña de control una vez que se recorta el campo se visión y se modifica su ubicación.

10. La quinta pestaña de control desplegará una nueva lista de elementos que se pueden configurar para la adquisición de fotos, como se observa en la imagen 2.10.

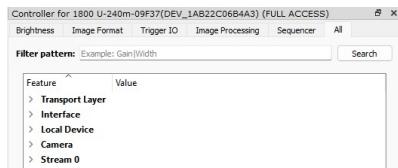
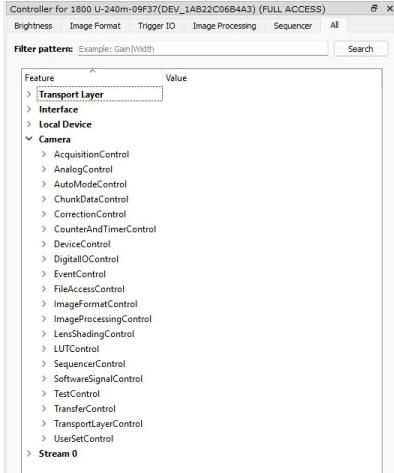
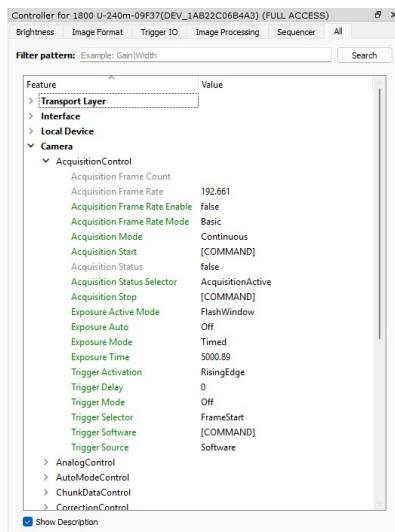


Figure 2.10: Lista de la quinta pestaña de control.

11. Para cambiar los aspectos más básicos, como los frames por segundo (fps), es necesario dar clic sobre el elemento *Camera*. Nuevamente se desplegará una lista, como se puede apreciar en la figura 2.11.

Figure 2.11: Pantalla del elemento *Camera*.

12. El primer elemento de la lista que se abrió en el paso anterior, abrirá una nueva lista con los diferentes parámetros que se pueden definir de acuerdo a los requerimientos del experimento, como los fps. Este nuevo menú se muestra en la figura 2.12.

Figure 2.12: Lista del elemento *AcquisitionControl*.

13. Para modificar el número de fps, dar clic sobre el elemento *Acquisition Frame Rate Enable*. Esto desplegará una ventana pequeña con un checkbox llamado *AcquisitionFrameRateEnable*, como se observa en la figura 2.13. Es necesario darle clic a este checkbox si es que se quiere cambiar el número de fps.

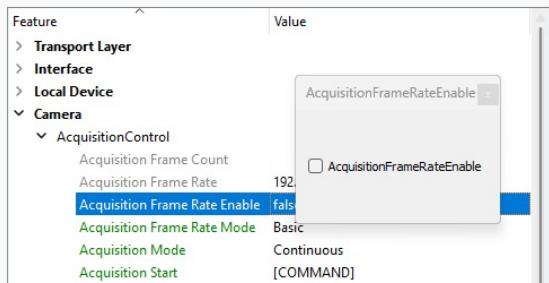


Figure 2.13: Ventana para habilitar el cambio de fps.

- Una vez marcado el checkbox, como en la figura 2.14, cerrar esta pestaña.

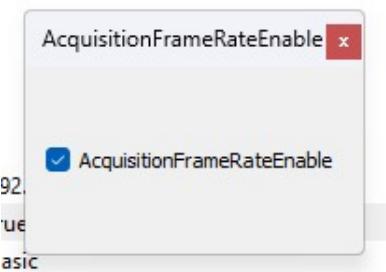


Figure 2.14: Ventana con el checkbox marcado.

- Para cambiar el número de fps, dar clic sobre el elemento *Acquisition Frame Rate*, el primero que aparece en la figura 2.15.

Acquisition Frame Rate	192.661
Acquisition Frame Rate Enable	true
Acquisition Frame Rate Mode	Basic

Figure 2.15: Elementos de la lista para la modificación de fps.

- Se abrirá un nueva ventana, como la que se muestra en 2.16.

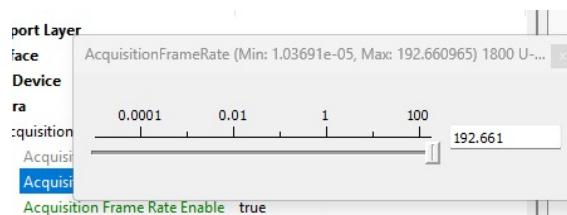


Figure 2.16: Ventana para cambiar el número de fps.

- Una vez que se cambien los fps, dar un clic a la tecla *enter* y cerrar la ventana.

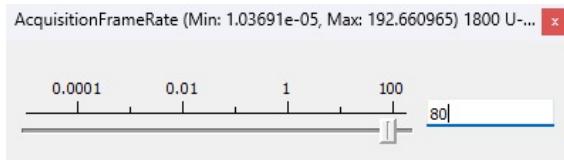


Figure 2.17: Ventana ya con la nueva cantidad de fps.

18. Para asegurar que se modificó el número de fps, debe de aparecer la cantidad ingresada a la derecha del elemento de *Acquisition Frame Rate*, como en la figura 2.18.

Acquisition Frame Rate	80
Acquisition Frame Rate Enable	true
Acquisition Frame Rate Mode	Basic

Figure 2.18: Elementos modificados para el número de fps.

19. Desde ésta lista también es posible cambiar el *Exposure Time* en el elemento correspondiente, que aparece como se muestra en la figura 2.19.

Exposure Mode	Timed
Exposure Time	5000.89

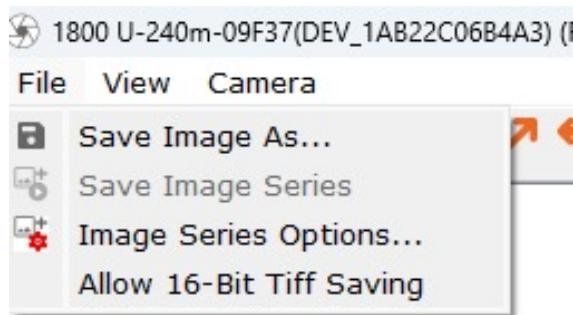
Figure 2.19: Aparición de elementos para modificar el *Exposure Time*.

20. Una vez que se realizaron las modificaciones correspondientes del campo de visión, se deben de modificar los parámetros para la adquisición de las imágenes. Para esto, es necesario utilizar el menú que aparece en la superficie izquierda de la pantalla, que aparece en la figura 2.20. Dar clic en el elemento *File*.



Figure 2.20: Aparición de elementos para modificar el *Exposure Time*.

21. Se despliega un nuevo menú, que se muestra en la figura 2.21. Dar clic en el elemento *Imagen Series Options*.

Figure 2.21: Menú de la pestaña *File*.

22. Se desplegará una nueva ventana como la que se muestra en la figura 2.22. Aquí se puede modificar el formato y la ubicación donde se guardarán las imágenes.

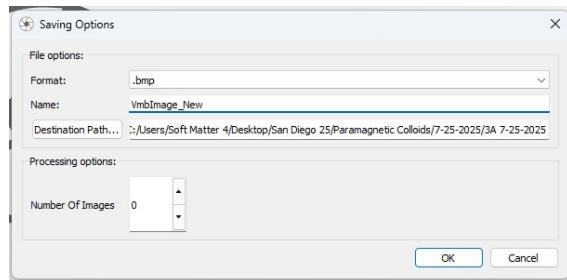


Figure 2.22: Ventana para el formato y ubicación de las imágenes.

23. En *Format*, se despliega una lista como la que se muestra en la figura 2.23, la cuál contiene opciones de formatos para las imágenes que genere el software. Seleccionar el requerido para el experimento.

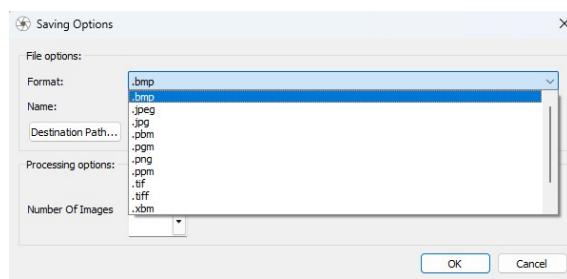


Figure 2.23: Opciones de formatos.

24. Al dar clic en el botón de *Destination Path* se podrá modificar la ubicación donde se van a guardar las imágenes..

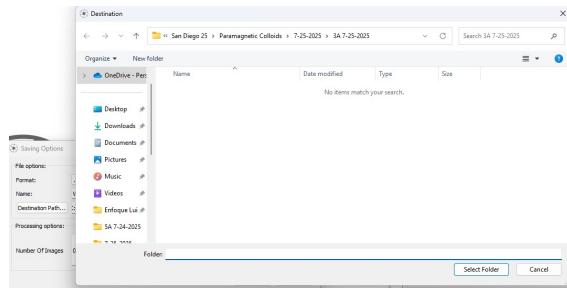


Figure 2.24: Ubicación para guardar las imágenes.

25. En el apartado *Number Of Images* escribir la cantidad total de frames que se va a tomar. Por ejemplo, si se van a tomar 10 minutos de datos a 30fps, se debe escribir $30 \times 60 \times 10 = 1800\text{fps}$

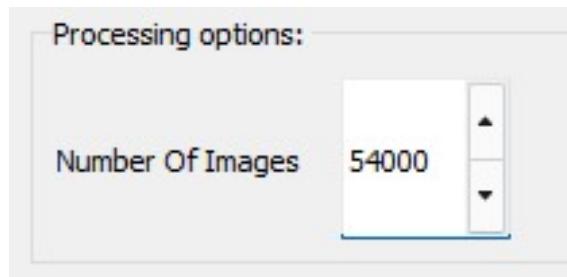


Figure 2.25: Definición de fps.

26. Dar clic en el botón Ok.

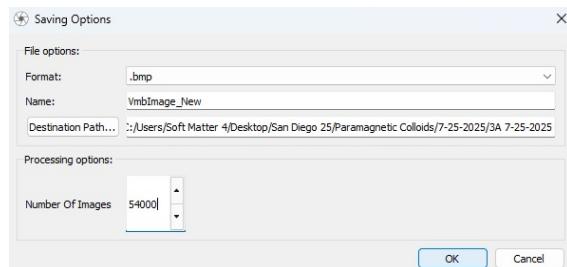


Figure 2.26: Definición de fps.

27. Se habilitará el botón para comenzar a grabar, es el que está a la derecha del símbolo play. Darle clic



Figure 2.27: Definición de fps.

Bibliografía

Allied Vision (2023), 'Software downloads - vimba', <https://www.alliedvision.com/en/support/software-downloads>. Accessed: 26 de julio de 2025.

Hellmanex™ Cleaning Concentrate (n.d.).

URL: <https://www.hellma.com/en/cuvettes-laboratory-supplies/laboratory-products/hellmanex-cleaning-concentrate>

Apéndice A

Cómo utilizar una micropipeta

A parte de la elección de las puntas adecuadas (hay algunas que no se adhieren bien), la selección de la micropipeta para la medición seleccionada y de estar bien seguros de haber realizado las medidas previas correctamente, el problema está en el uso de la micropipeta. Por ello, aquí se brinda una guía que indica cómo utilizar esta herramienta del laboratorio.



Figure A.1: Partes de la micropipeta.

Materiales

- Micropipeta ajustable (rango adecuado al volumen deseado).
- Puntas estériles compatibles con la micropipeta.
- Tubo eppendorf o recipiente de destino.
- Solución a pipeteiar.

Protocolo paso a paso

1. Selección de la micropipeta y punta

- Verificar el **rango de volumen** de la pipeta (ej. 10 – – 100 μ l, 100 – – 1000 μ l) y asegurar que es el correcto para los volúmenes que se manejarán.
- Usar puntas estériles del tamaño adecuado.

2. Ajuste del volumen

- Girar el dial de la micropipeta hasta mostrar el volumen deseado (ej. 100 μ l)
- **Importante:** No exceder los límites superior e inferior de la micropipeta. Por ejemplo, para < 10 μ l, usar micropipetas de bajo rango (0,5 – – 10 μ l).

3. Pipeteo

- Presionar el émbolo hasta el **primer tope**.
- Sumergir la punta 3 – – 5mm en la solución.
- Liberar el émbolo **lentamente**.
- Verificar que no haya burbujas.
- Retirar la micropipeta del recipiente.

4. Distribución del líquido

- En el tubo eppendorf, colocar la punta a 45° contra la pared del tubo.
- Presionar hasta el primer tope, esperar 1s y luego presionar hasta el segundo tope.
- Retirar la micropipeta del tubo sin soltar el émbolo.

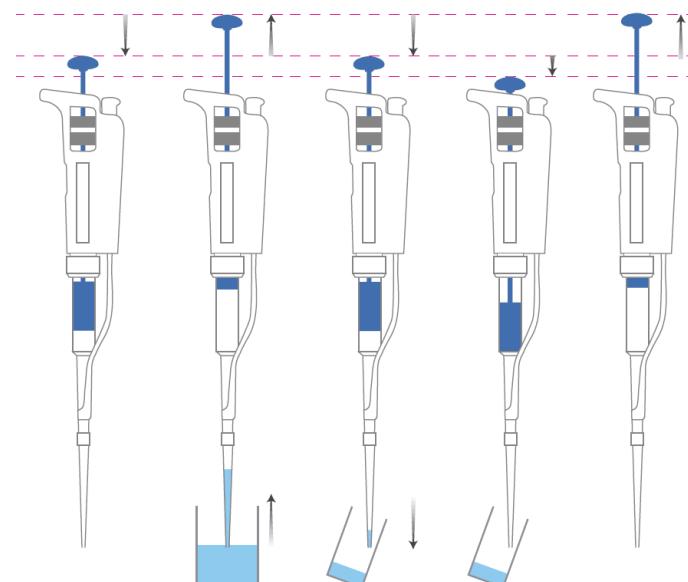


Figure A.2: Pipeteo.

5. Descarte de la punta

- En un contenedor de desechos adecuado, expulsar la punta de la micropipeta presionando el empujador de eyector de puntas.

Errores comunes

Error	Consecuencia	Solución
Pipetear rápido	Volumen inexacto	Aspirar lentamente
Puntas incompatibles	Fugas	Verificar compatibilidad
No segundo tope	Volumen incompleto	Presión firme

Notas adicionales

La punta de la micropipeta se debe de cambiar al utilizar sustancias diferentes. Por ejemplo, para las muestras mencionadas en [1.2.2](#) se debe utilizar una punta para el agua milliQ y otra para las partículas del stock.