



UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO



FACULTAD DE CIENCIA E INGENIERÍA EN ALIMENTOS Y BIOTECNOLOGÍA

CARRERA DE BIOTECNOLOGÍA

Tema: Exploración de la capacidad de adsorción de las hojas de Jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*) de diversos líquidos por ángulo de contacto y de su superficie adaxial mediante microscopía de fuerza atómica

Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, previo a la obtención del Título de Ingeniera Biotecnóloga, otorgado por la Universidad Técnica de Ambato, a través de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología.

Autor: Jennifer Rubí Tigselema Núñez

Tutor: Dr. Santiago Casado Rojo

Ambato – Ecuador

Julio – 2026

APROBACIÓN DEL TUTOR

Dr. Santiago Casado Rojo

CERTIFICA:

Que el presente Informe Final del Trabajo de Titulación ha sido prolijamente revisado. Por lo tanto, autorizo la presentación de este Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, el mismo que responde a las normas establecidas en el Reglamento de Títulos y Grados de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología.

Ambato, 05 de junio de 2026



Dr. Santiago Casado Rojo

17XXXXXX54

TUTOR

AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Jennifer Rubí Tigselema Núñez, manifiesto que los resultados obtenidos en el presente Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, previo a la obtención del título de Ingeniera Biotecnóloga son absolutamente originales, auténticos y personales; a excepción de las citas bibliográficas.



Jennifer Rubí Tigselema Núñez

18XXXXXXX65

AUTOR

DERECHOS DE AUTOR

Autorizo a la Universidad Técnica de Ambato, para que haga uso de este Informe Final del Trabajo de Titulación o parte de él, un documento disponible para su lectura consulta y procesos de investigación, según las normas de la Institución.

Cedo los Derechos en línea patrimoniales de mi Informe Final del Trabajo de Titulación, con fines de difusión pública, además apruebo la reproducción de este, dentro de las regulaciones de la Universidad, siempre y cuando esta reproducción no suponga una ganancia económica y se realice respetando mis derechos de autor.



Jennifer Rubí Tigselema Núñez

18XXXXXX65

AUTOR

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

Los suscritos Profesores Calificadores, aprueban el presente Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, el mismo que ha sido elaborado de conformidad con las disposiciones emitidas por la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología de la Universidad Técnica de Ambato.

Para constancia firman:



Presidente del Tribunal



Dr. Rodney David Peñafiel Ayala

17XXXXXXX20



Dr. Santiago Esmiro Cadena Carrera

17XXXXXXX93

Ambato, 19 junio del 2026

DEDICATORIA

A Dios, por haber guiado cada uno de mis pasos durante este camino, brindándome fortaleza, sabiduría y perseverancia para superar los desafíos que surgieron a lo largo de esta etapa.

A mis padres, por su amor incondicional, sus enseñanzas y su constante ejemplo de esfuerzo y dedicación. Gracias por impulsarme a seguir adelante y por enseñarme a no rendirme ante las dificultades, incluso en los momentos de mayor incertidumbre.

A mis hermanos, por su compañía, comprensión y apoyo en los momentos más difíciles. Su confianza y palabras de aliento fueron una fuente de motivación para continuar y alcanzar esta meta.

A todos ellos, mi más profundo agradecimiento, porque este logro también les pertenece.

AGRADECIMIENTO

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a mis padres, Anita y Juan, por su amor, esfuerzo y apoyo incondicional a lo largo de toda mi vida. A mi madre, Anita, por ser un ejemplo de fortaleza, perseverancia y valentía, enseñándome a no rendirme ante las dificultades y a seguir adelante incluso en los momentos más complejos. A mi padre, Juan, por su dedicación, sacrificio y cuidado constante hacia nuestra familia.

A mi tutor de tesis, por su paciencia, orientación y conocimientos compartidos durante el desarrollo de esta investigación. Sus observaciones y enseñanzas fueron fundamentales para la culminación de este trabajo.

A mis hermanos, Adriana y Juan, por su cariño, comprensión y apoyo incondicional. Gracias por acompañarme en este proceso y por brindarme ánimo en los momentos de mayor dificultad. En especial, agradezco a mi hermano Juan por ser un pilar de apoyo y un refugio de tranquilidad durante las primeras etapas de mi formación universitaria.

A mis familiares más cercanos, por sus consejos, palabras de aliento y confianza en mí durante este recorrido académico.

A mis queridos amigos Made, Ulises y Danny, gracias por su amistad, apoyo, consejos y compañía. Su presencia fue invaluable en los momentos más difíciles y también en los más felices. Gracias por formar parte de mi crecimiento personal y profesional.

Finalmente, agradezco a todas las personas que, contribuyeron con su apoyo, cariño, alegría y confianza para que pudiera alcanzar esta meta y culminar mi carrera universitaria. Que Dios los bendiga y les conceda abundantes éxitos en sus vidas.

ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS

APROBACIÓN DEL TUTOR.....	ii
AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN.....	iii
DERECHOS DE AUTOR.....	iv
APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO	v
DEDICATORIA.....	vi
AGRADECIMIENTO	vii
ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS.....	viii
ÍNDICE DE TABLAS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xii
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xiii
RESUMEN EJECUTIVO	xiv
ABSTRACT.....	xv
CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO	1
1.1. Antecedentes Investigativos.....	1
1.1.1. Justificación del problema	1
1.1.2. Caracterización morfológica de superficies vegetales.....	2
1.1.3. Propiedades fisicoquímicas de la superficie foliar.....	4
1.1.4. Técnicas de caracterización de superficies	6
1.2. Objetivos	9
1.2.1. Objetivo general.....	9

1.2.2. Objetivos Específicos.....	9
CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA	10
2.1. Materiales.....	10
2.1.1. Materiales de laboratorio	10
2.1.2. Equipos de laboratorio.....	10
2.2. Métodos.....	11
2.2.1. Caracterizar la topografía nanoscópica de la superficie de las hojas de <i>E. crassipes</i> en varias regiones.	11
2.2.2. Comparación de los ángulos de contacto de gotas de agua, metanol y aceite sobre la superficie de las hojas de <i>E. crassipes</i>	14
2.2.3. Análisis de los espectros de absorción infrarroja correspondientes a varias regiones de la superficie de la hoja de <i>E. crassipes</i>	14
CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN	16
3.1. Análisis y discusión de los resultados.....	16
3.1.1. Análisis de la caracterización de las hojas de <i>E. crassipes</i> mediante microscopia óptica.....	16
3.1.2. Análisis de la caracterización de las hojas de <i>E. crassipes</i> mediante microscopia de fuerza atómica.	17
3.1.3. Comparar los ángulos de contacto de gotas de agua, metanol y aceite sobre la superficie de las hojas de <i>E. crassipes</i>	24
3.1.4. Análisis de los espectros de absorción infrarroja correspondientes a varias regiones de la superficie de la hoja de <i>E. crassipes</i>	27
CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	30

4.1.	Conclusiones	30
3.2.	Recomendaciones	31
	BIBLIOGRAFÍA	32
	ANEXO.....	42

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Materiales y equipos utilizados	10
Tabla 2. Parámetros de la rugosidad obtenidos a partir de las imágenes de topografía de distintos rangos.	22
Tabla 3. Parámetros de la rugosidad obtenidos a partir de las imágenes de topografía de las regiones marginal, proximal y central, en un rango de $3 \times 3 \mu\text{m}^2$	22
Tabla 4. Ángulos de contacto de gotas de líquidos sobre la superficie de la hoja de <i>E. crassipes</i>	26

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Imágenes obtenidas mediante microscopía óptica EVOS.	16
Figura 2. Imágenes en serie de la topografía de la epidermis adaxial de <i>E. crassipes</i>	18
Figura 3. Imágenes en serie de la fase de la epidermis adaxial de <i>E. crassipes</i>	19
Figura 4. Imágenes en serie de la amplitud de la epidermis adaxial de <i>E. crassipes</i>	19
Figura 5. Análisis de la estructura bidimensional de la hoja de <i>E. crassipes</i>	20
Figura 6. Imagen de la estructura tridimensional nanoscópica de la hoja de <i>E. crassipes</i>	21
Figura 7. Fotografías de gotas de agua, metanol y aceite mineral.	25
Figura 8. Análisis espectral de la superficie adaxial de <i>E. crassipes</i>	28

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Hoja de <i>E. crassipes</i> colocada para caracterizar la morfología superficial mediante AFM.....	42
Anexo 2. Disposición para obtener las fotografías de las gotas	42
Anexo 3. Fotografía de la gota de agua en el programa Imagen J.....	43
Anexo 4. Parámetros de la rugosidad obtenidos a partir de las imágenes de topografía.....	43
Anexo 5. Imágenes de la superficie foliar de <i>E. crassipes</i> , en interacción con distintos líquidos.....	44
Anexo 6. Imágenes de topografía, fase y amplitud de la superficie foliar de <i>E. crassipes</i> , sin la interacción con agua.....	45
Anexo 7. Imágenes de topografía, fase y amplitud de la superficie foliar de <i>E. crassipes</i> , con la interacción con agua.....	46
Anexo 8. Imágenes de topografía, amplitud y fase de la superficie foliar de <i>E. crassipes</i> , sin la interacción con metanol	47
Anexo 9. Imágenes de topografía, amplitud y fase de la superficie foliar de <i>E. crassipes</i> , con la interacción con metanol.	48
Anexo 10. Imágenes de topografía, amplitud y fase de la superficie foliar de <i>E. crassipes</i> , sin la interacción de aceite mineral.....	49
Anexo 11. Imágenes de topografía, amplitud y fase de la superficie foliar de <i>E. crassipes</i> , con la interacción de aceite mineral.....	50
Anexo 12. Factura de la compra de <i>E. crassipes</i>	51

RESUMEN EJECUTIVO

La superficie foliar de las plantas acuáticas constituye una interfaz clave en la interacción con sustancias presentes en el entorno, sin embargo, existe información limitada sobre la relación entre su estructura nanoscópica y su comportamiento frente a líquidos de distinta naturaleza. En este contexto, el presente trabajo tiene como objetivo explorar la capacidad de adsorción de las hojas de *Eichhornia crassipes* mediante la determinación de ángulos de contacto y la caracterización de su superficie adaxial. Para ello, se empleó microscopía de fuerza atómica para analizar la topografía superficial a escala nanoscópica y determinar parámetros de rugosidad en diferentes regiones de la hoja. Adicionalmente, se evaluó la interacción de agua, aceite mineral y metanol mediante mediciones de ángulo de contacto y se realizó espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier para identificar los principales grupos funcionales presentes en la superficie foliar. Los resultados evidenciaron una organización topográfica heterogénea, caracterizada por la presencia de estructuras epidérmicas y variaciones de rugosidad entre regiones, con valores elevados en la zona central de la hoja. Asimismo, se observó una interacción diferencial con los líquidos evaluados, siendo mayor para aquellos de menor tensión superficial. El análisis espectroscópico confirmó la presencia de polisacáridos estructurales, compuestos aromáticos y componentes lipídicos asociados a la cutícula vegetal. Se concluye que la superficie adaxial de *E. crassipes* presenta características topográficas y químicas que influyen en su interacción con distintos líquidos. Este estudio aporta información sobre la relación entre estructura superficial, composición química y comportamiento interfacial en esta especie acuática.

Palabras clave: *Eichhornia crassipes*, adsorción, nanotopografía, ángulo de contacto, FTIR.

ABSTRACT

The foliar surface of aquatic plants constitutes a key interface in the interaction with substances present in the environment; however, there is limited information regarding the relationship between their nanoscopic structure and their behavior toward liquids of different natures. In this context, the present study aims to explore the adsorption capacity of *Eichhornia crassipes* leaves by determining contact angles and characterizing their adaxial surface. To this end, atomic force microscopy was used to analyze the surface topography at the nanoscopic scale and to determine roughness parameters in different leaf regions. Additionally, the interaction with water, mineral oil, and methanol was evaluated through contact angle measurements, and Fourier-transform infrared spectroscopy was performed to identify the main functional groups present on the leaf surface. The results revealed a heterogeneous topographical organization, characterized by the presence of epidermal structures and variations in roughness among regions, with high values in the central zone of the leaf. Likewise, a differential interaction was observed with the tested liquids, being greater for those with lower surface tension. Spectroscopic analysis confirmed the presence of structural polysaccharides, aromatic compounds, and lipid components associated with the plant cuticle. It is concluded that the adaxial surface of *E. crassipes* exhibits topographical and chemical characteristics that influence its interaction with different liquids. This study provides insights into the relationship between surface structure, chemical composition, and interfacial behavior in this aquatic species.

Keywords: *Eichhornia crassipes*, adsorption, nanotopography, contact angle, FTIR.

CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO

1.1. Antecedentes Investigativos

1.1.1. Justificación del problema

E. crassipes, conocida como Jacinto de agua, es una planta acuática invasora que afecta a los ecosistemas acuáticos, al desplazar especies nativas y alterar el equilibrio de cuerpos de agua tropicales. Sin embargo, su capacidad para absorber contaminantes hidrocarburos y su rápida proliferación, alta biomasa y bajo contenido de lignina la convierten en una potencial herramienta de alto valor ambiental y económico (**Ben Bakrim et al., 2022**). Efectivamente, investigaciones previas sobre *E. crassipes* se han centrado en el área de fitorremediación, analizando además su potencia en la absorción de metales pesados por sus raíces, o en el uso de su materia seca para biofertilizantes (**Lopes et al., 2024**).

Sin embargo, la razón última de tal adsorción a través de su superficie todavía no se conoce íntegramente. Los estudios realizados hasta ahora se han focalizado mayoritariamente en la exploración de sus raíces o en el tallo, dejando de lado el análisis específico de sus hojas (**Smriti et al., 2023; Huang et al., 2019**), las cuales podrían igualmente tener interesantes propiedades biotecnológicas.

Dado que en esta planta la conformación de las superficies foliares no se distribuye homogéneamente en los tejidos vegetales, sino que presenta estructuras jerárquicas diferenciadas, se considera interesante caracterizar su estructura superficial inspeccionando sus detalles topográficos con una resolución nanoscópica (**Zeiger et al., 2016**). Esta exploración podría dar algún indicio sobre la diferente adsorción que experimenta tal superficie frente a diferentes líquidos de distinta polaridad, lo cual será asimismo analizado mediante el procedimiento del ángulo de contacto superficial de gotas, agua, metanol y aceite mineral de igual volumen sobre esta superficie adaxial

1.1.2. Caracterización morfológica de superficies vegetales

1.1.2.1. Generalidades de *Eichhornia crassipes*

E. crassipes, comúnmente conocida como jacinto de agua, es una planta acuática perenne de la familia Pontederiaceae, que flota libremente en la superficie de cuerpos de agua en climas tropicales y subtropicales (**Ben Bakrim et al., 2022**).

Originario de la región amazónica de Brasil, el Jacinto de agua se ha extendido a otras partes del mundo debido a su atractivo ornamental, especialmente por sus llamativas flores y hojas. Su máximo crecimiento vegetativo ocurre en temporadas cálidas, a temperaturas del agua entre 24 y 30 °C, aunque en temporadas frías su crecimiento se ralentiza. Las fluctuaciones de temperatura, exceso de nutrientes en los cuerpos de agua y otros factores como fertilizantes en el agua, influyen en los patrones fenotípicos de esta especie acuática (**Khotsa et al., 2025**).

E. crassipes flota en la superficie del agua por la presencia de sacos llenos de aire que se encuentran en hojas y tallos. Sus hojas tienen un tamaño variable, con un promedio de 4-16 cm de largo, 4-12 cm de ancho y un grosor de aproximadamente 0.43 mm (**Ben Bakrim et al., 2022**). Las hojas rodean al tallo formando un estrato denso que obstaculiza la luz del agua, dificultando el crecimiento de vegetación acuática subyacente. Este hecho, si bien afecta al ecosistema, también ayuda a prevenir la evaporación del agua, proporcionando un hábitat adecuado para otras especies acuáticas (**Khotsa et al., 2025**).

Debido a que sus raíces son largas y fibrosas mejoran la estabilidad de la planta al anclar al sustrato, evitando que la planta sea arrastrada con el flujo del agua. Esto le permite crecer en una amplia variedad de ambientes, incluidos aquellos con altos niveles de nutrientes como fósforo, potasio y nitrógeno, los cuales facilitan su rápido crecimiento. Éste puede volverse incluso excesivo, lo que ha llevado a que sea considerada como una especie invasora en muchas zonas (**Ayanda et al., 2020**), pues su rápida expansión puede de hecho afectar negativamente a los ecosistemas acuáticos preexistentes, desplazando a otras especies y alterando el equilibrio

natural. A pesar de estos desafíos, se han explorado algunos usos beneficiosos de esta planta. Por ejemplo, se ha demostrado que son útiles en la absorción de contaminantes, como metales pesados e hidrocarburos, y en la producción de materiales biodegradables, ofreciendo así una alternativa ecológica para su aprovechamiento (Knight et al., 2014).

1.1.2.2. Anatomía y composición de la epidermis foliar

Según Juárez et al. (2019); Smriti et al. (2023), *E. crassipes* está compuesta principalmente por celulosa, hemicelulosa y lignina, siendo la celulosa el polímero que representa el componente estructural más importante de su pared celular. Las hojas, al igual que el tallo, contienen estos componentes, aunque su proporción aún no ha sido completamente caracterizada.

La epidermis de las hojas es un tejido de protección que puede proporcionar rasgos adaptativos a condiciones ambientales externas. Los rasgos foliares desempeñan papeles clave en las funciones de la planta bajo su entorno, mostrando información sobre los cambios evolutivos adaptativos (Liu et al., 2023). Se encuentra recubierta en su parte más externa por una cutícula compuesta principalmente por cutina y ceras epicuticulares. Estas ceras están formadas por compuestos hidrofóbicos de cadena larga, como alcanos, alcoholes y ácidos grasos, los cuales desempeñan un papel fundamental en la regulación de la permeabilidad y en la modulación de la energía superficial de la hoja.

1.1.2.3. Organización jerárquica micro - nanoestructural en hojas.

De acuerdo a Zeiger et al. (2016), las hojas de plantas acuáticas como *Salvinia molesta* y *Pistia stratiotes* presentan estructuras jerárquicas con tricomas, células convexas y cristales de cera. Estas características generan una superficie superhidrofóbica y superoleofílica, es decir, capaz de repeler agua y de absorber selectivamente aceites. Estas superficies no solo mejoran la absorción de hidrocarburos en ambientes acuosos, sino que también retienen aire en su estructura, facilitando la flotabilidad y el contacto eficaz con compuestos oleosos.

En un estudio realizado por **Silvestre et al. (2019^a)**, se ha caracterizado la morfología superficial y las propiedades de humectación con agua desionizada y aceite puro en las zonas adaxiales y abaxiales de las hojas de *P. stratiotes*, *S. molesta*, *Ananas comosus (L.) Merr.* y *Dyckia platyphylla L.B. Smith*. Se ha demostrado que sus tricomas uniseriados, multifacéticos, filamentos y escutiformes peltados resultaron determinantes para explicar las propiedades de mojado de estas especies, influyendo directamente en el ángulo de contacto, la hidrofobicidad y la capacidad de adsorción selectiva de los aceites. Particularmente, *P. stratiotes* mostró la mejor capacidad de adsorción de aceite puro común entre las cuatro especies analizadas. Por lo tanto, la exploración topográfica detallada de su superficie permitió proporcionar una explicación a cómo la superficie foliar de *P. stratiotes*. absorbe el aceite y reacciona en respuesta a diversos disolventes depositados sobre la hoja. Se ha evidenciado que la combinación de una alta densidad de tricomas uniseriados y una microestructura rugosa favorecen en este caso la retención eficiente de compuestos lipofílicos, a la vez que confieren a sus hojas una notable superhidrofobicidad.

1.1.3. Propiedades fisicoquímicas de la superficie foliar

1.1.3.1. Propiedades de humectabilidad en superficies vegetales.

La humectabilidad de una superficie se encuentra directamente relacionada con la interacción mecánica y energética establecida entre las interfaces sólido-líquido-vapor. En superficies rígidas, el parámetro más utilizado para caracterizar este comportamiento es el ángulo de contacto estático, definido como el ángulo formado entre la interfaz sólido-líquido y la interfaz líquido-vapor en la línea de contacto trifásica. Este parámetro permite evaluar el grado de afinidad de un líquido hacia una superficie determinada. El comportamiento de mojado depende de las tensiones interfaciales presentes en el sistema y de las características fisicoquímicas y topográficas de la superficie (**Tie et al., 2023**).

Para describir el comportamiento de líquidos sobre superficies rugosas, el modelo de Cassie-Baxter relaciona el ángulo de contacto con las tensiones interfaciales presentes en el sistema, así como las generadas por bolsas de aire entre la gota y el sustrato (**Myronyuk et al., 2024**).

Este fenómeno disminuye el área efectiva de contacto y favorece elevados ángulos de contacto, característicos de superficies superhidrofóbicas. En hojas de plantas acuáticas, este comportamiento suele asociarse a la presencia de papilas, tricomas, estriaciones y estructuras micro-nanojerárquicas (Tie et al., 2023).

Este modelo de Cassie-Baxter suele emplearse para predecir topografías superficiales con propiedades superhidrofóbicas, ya que utiliza la textura de la superficie, para evaluar la relación entre la interfaz líquido-aire, que asume que es curva (Lempesis et al., 2020).

El modelo de Wenzel, muy utilizado para predecir el ángulo de contacto en equilibrio de gotas que penetran en las rugosidades de una superficie, presenta una limitación importante: no considera el volumen de líquido que queda almacenado en dichas irregularidades (Huang & Gates, 2020). Este modelo se deriva teniendo en cuenta la relación entre las energías libres interfaciales sólido-líquido y sólido-vapor con la corrugación superficial mediante un factor de rugosidad (Bell & Borhan, 2020).

1.1.3.3. Interacción con contaminantes y capacidad de adsorción

La frecuente ocurrencia de escapes o derrames de petróleo está generando una grave contaminación ambiental y serios impactos ecológicos. Ante esta problemática, la recolección selectiva, ecológica y eficiente de residuos petrolíferos en los acuíferos naturales se ha convertido en un objetivo prioritario dentro de la investigación de tecnologías de remediación biotecnológica, especialmente en aquellos cuya presencia sustenta la exclusiva biodiversidad local. Este peligro ambiental se encuentra recogido directamente en los Objetivos de Desarrollo Sostenible (ODS) de las Naciones Unidas (UN) número 12, número 14 y número 6. En este contexto, la celulosa y sus derivados, especialmente la nanocelulosa, han emergido como unos materiales prometedores, debido a su alta área superficial, estructura porosa, baja densidad y facilidad de funcionalización química, que les confieren afinidad selectiva hacia compuestos poco polares, como los hidrocarburos. Diversos estudios han demostrado que las membranas y aerogeles basados en celulosa presentan una notable capacidad de absorber aceites y

derivados del petróleo presentes en aguas residuales oleosas, lo que las posiciona como alternativas sostenibles, eficientes y biodegradables para la limpieza de contaminantes orgánicos de origen petrolífero (Gao et al., 2023; Liu et al., 2023). Las hojas de ciertas plantas, por su alto contenido en celulosa, aparecen como una alternativa viable y ecológica para esta finalidad. El análisis topográfico superficial de las hojas de ciertas plantas acuosas puede permitir inferir si esta absorción es debida a un efecto nanoscópico de superhidrofobicidad o superoleofilicidad causado por su corrugación a escala nanométrica (Zeiger et al., 2016).

1.1.4. Técnicas de caracterización de superficies

1.1.4.1. Principios físicos del AFM

La superficie de las hojas de este tipo de plantas puede observarse mediante técnicas de microscopía y nanoscopía. La Microscopía de Fuerza Atómica (AFM) es una herramienta no destructiva que permite obtener imágenes topográficas de superficies con resolución nanométrica sin necesidad de recubrimientos metálicos o exposición al vacío. Esta técnica opera a través de un voladizo que posee en su extremo una punta afilada de tamaño nanométrico, que permite explorar fuerzas de interacción de tipo Van der Waals entre la punta y la muestra (Bhushan, 2024a). Esta técnica es capaz de observar en detalle la nanoestructura superficial de hojas y pétalos de plantas, identificando estructuras, lo que permite dar una posible explicación a algunas de sus propiedades funcionales macroscópicas, como la mojabilidad en diferentes medios, aportando de este modo información fundamental para la biología vegetal (Xu, 2024).

1.1.4.2. Modos de operación.

En el modo de operación *tapping* el voladizo mantiene contacto con la superficie de la muestra de forma intermitente a una determinada frecuencia resonante. El voladizo suele tener una oscilación normal entre 20 y 100 nm, que puede ser perturbada por una fuerza externa, la cual puede disipar la energía. La punta apenas entra en contacto con la superficie, disminuyendo la fuerza lateral de contacto, lo que hace que sea un modo muy adecuado para superficies blandas,

al minimizar el daño sobre la muestra y el desprendimiento de partículas durante el escaneo superficial (Khan et al., 2016; Santos et al., 2025).

1.1.4.3. Ángulo de contacto

Los átomos y moléculas presentes en la superficie de líquidos y sólidos poseen menos interacciones con partículas cercanas en comparación con aquellas que se encuentran en el interior del material. Por lo tanto, presentan un mayor nivel energético. Éste puede describirse mediante energía superficial libre o la tensión superficial. Esta propiedad representa el trabajo necesario para crear una unidad de presión y temperatura de área superficial bajo condiciones constantes. La tensión superficial puede ser entendida como la energía por unidad de área, es decir, como la fuerza de tensión por unidad de longitud superficial. Cuando un sólido entra en contacto con un líquido, las interacciones moleculares entre los dos elementos reducen la energía total del sistema en comparación con la suma de las energías de las superficies separadas (Bhushan, 2024b). Este comportamiento puede describirse mediante la ecuación de Dupré:

$$+W_{SL} = \gamma_{SA} + \gamma_{LA} - \gamma_{SL}$$

donde γ_{SL} , γ_{LA} y γ_{SA} son las tensiones superficiales de sólido-líquido, líquido-aire y sólido-aire, respectivamente; y W_{SL} es el trabajo de adhesión por unidad de superficie.

Cuando una gota de líquido se deposita sobre una superficie sólida y lisa, se produce un equilibrio entre las superficies del sólido y del líquido, el cual presenta un ángulo de contacto estático. Además, se debe considerar la ecuación de Young, la cual establece la energía libre del líquido en el equilibrio a partir de las tensiones superficiales, líquido – vapor (γ_{LV}) y sólido – líquido (γ_{SL}), por unidad de longitud de la línea de contacto: $\sigma_{sv} = \gamma_{SL} + \gamma_{LV} \cdot \cos \theta$. Dicho equilibrio determina el ángulo de contacto (θ) que la gota forma sobre la superficie sólida (Makkonen, 2016). Sin embargo, en superficies reales, la presencia de rugosidad puede generar anclajes en la línea de contacto, de modo que el ángulo observado no depende únicamente del balance de tensiones superficiales descrito por la ecuación de Young

(Yamaguchi et al., 2019). A partir de la ecuación de Young y de Dupré se obtiene la ecuación de Young-Dupré:

$$W_{SL} = \gamma_{LA}(1 + \cos\theta_0)$$

La ecuación muestra que el trabajo de adhesión se reduce cuando el ángulo de contacto se incrementa, lo que significa que existe menos afinidad entre la superficie sólida y el líquido (Beketov & Shynkarenko, 2022).

Este fenómeno de humectación está directamente vinculado con el valor del ángulo de contacto. Si el ángulo tiene valores que oscilan entre 0° y 90°, el líquido humecta la superficie; en cambio, si los valores son mayores a 90°, esto indica una acción no humectante. Cuando el ángulo de contacto es cercano a cero grados, el líquido se esparce completamente sobre la superficie. Cuando el trabajo de adhesión es igual o mayor al doble de la tensión superficial del líquido, se presenta la condición de dispersión (Akbari & Antonini, 2021):

$$W_{SL} \geq 2\gamma_{LA}$$

Estos principios resultan fundamentales para comprender la interacción entre líquidos de propiedades distintas y de superficies vegetales, sobre todo en investigaciones vinculadas con propiedades de humectabilidad, adsorción y comportamiento interfacial de hojas.

1.1.4.4. Espectroscopía FTIR

La espectroscopía infrarroja con transformada de Fourier (FTIR) es una técnica instrumental que permite reconocer los grupos funcionales presentes en sustancias orgánicas e inorgánicas mediante de la absorción de luz infrarroja en distintas longitudes de onda (Margaris, 2014). Al irradiar una muestra con un haz infrarrojo, sus moléculas constituyentes vibran mediante movimientos de flexión y estiramiento, característicos de cada grupo funcional. Un interferómetro registra de forma simultánea la interacción de la muestra con todas las frecuencias del infrarrojo (Estupiñán & Allscher, 2022). Luego, un algoritmo matemático automático (la transformada de Fourier) convierte el interferograma obtenido en un espectro en unidades de cm^{-1} . En el espectro, la posición de los picos sobre el eje horizontal indica los modos vibracionales propios de un enlace químico específico. La intensidad de esos picos o

bandas se expresa en el eje vertical como absorbancia o porcentaje de transmitancia, mientras que su ubicación en el eje horizontal refleja la frecuencia de la radiación. Una vez obtenido el espectro, se debe determinar qué componentes de la muestra pueden haberlo generado, lo que implica identificar los grupos funcionales vinculados a cada banda e interpretar cómo se organizan en una estructura molecular (Margaris, 2014; Osipowicz et al., 2025).

El análisis puede complementarse utilizando espectroscopía FTIR con Reflectancia Total Atenuada (ATR). Esta técnica utiliza la onda evanescente proveniente de la reflexión en ángulo máximo del haz incidente para analizar superficies con mejor señal-ruido. En especies acuáticas como *E. crassipes*, esta metodología ha permitido analizar compuestos químicos para determinar su interacción con distintos líquidos debido a presencia de ceras, lignina, polisacáridos, etc., responsables tanto de las propiedades químicas de la hoja como de su potencial actividad biológica, como la humectabilidad y adsorción (Khondoker et al., 2024; Moudgil et al., 2021).

1.2.Objetivos

1.2.1. Objetivo general

Explorar la capacidad de adsorción de las hojas de Jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*) de diversos líquidos por ángulo de contacto y de su superficie adaxial mediante microscopía de fuerza atómica.

1.2.2. Objetivos Específicos

- Caracterizar la topografía nanoscópica de la superficie de las hojas de *E. crassipes* en varias regiones.
- Comparar los ángulos de contacto de gotas de agua, metanol y aceite sobre la superficie de las hojas de *E. crassipes*.
- Analizar los espectros de absorción infrarroja correspondientes a varias regiones de la superficie de la hoja de *E. crassipes*.

CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA

2.1. Materiales

El desarrollo del presente trabajo de titulación tuvo lugar en los laboratorios de la Unidad Operativa de la Dirección de Investigación y Desarrollo (UODIDE), de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología (FCIAB) de la Universidad Técnica de Ambato (UTA).

Tabla 1.

Materiales y equipos utilizados.

2.1.1. Materiales de laboratorio
Puntas de AFM modo <i>tapping</i>
Portaobjetos de AFM
Pinzas
Bisturí
Cinta doble faz
Guantes de nitrilo
Caja Petri
Cinta adhesiva
Micropipeta 100 -1000 μ L
Soporte metálico
Puntas de micropipeta
2.1.2. Equipos de laboratorio
Microscopio de fuerza atómica (AFM)
Computadora (con Software para la adquisición de datos por AFM)
Espectrofotómetro de infrarrojo por transformada de Fourier (FTIR)

2.2. Métodos

2.2.1. Caracterizar la topografía nanoscópica de la superficie de las hojas de *E. crassipes* en varias regiones.

2.2.1.1. Obtención de la planta y optimización de la preparación de la muestra para su colocación en el soporte del microscopía de fuerza atómica (AFM).

Las muestras de *E. crassipes* fueron obtenidas comercialmente en un vivero ubicado en Quito – Nayón. Posteriormente, la planta de *E. crassipes* se trasladó al laboratorio de la Unidad Operativa de la Dirección de Investigación y Desarrollo de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología (UODIDE-FCIAB), se seleccionaron al menos nueve hojas maduras ($n \geq 9$) de distintas plantas, en las mismas condiciones fisiológicas. Dentro de cada una de esas regiones, fueron seleccionadas aleatoriamente al menos 3 áreas, repitiendo el experimento en al menos 3 hojas diferentes, todas en apariencia sanas. Se analizaron 3 regiones: marginal (en los extremos laterales), central y proximal (próximos al tallo), con el fin de evaluar la heterogeneidad topográfica de la hoja, considerando que las variaciones anatómicas pueden influir en la nanoestructura foliar. Posteriormente, se limpiaron las hojas sólo con un flujo de agua, sin tocar la superficie a analizar con ningún instrumento punzante ni con las manos, para no alterar su nanoestructura. Se dejó secar la hoja a temperatura ambiente por 30 minutos. Posteriormente, fueron seleccionadas las zonas de interés, cortadas éstas en longitudes de 5 x 5 mm² y colocadas cuidadosamente sobre cinta doble faz encima de un portaobjetos, utilizando pinzas delgadas y guantes sin tocar el centro de la hoja, zona en la cual fue realizada la caracterización morfológica superficial (Kaur et al., 2023).

2.2.1.2. Visualización preliminar de la morfología superficial mediante microscopio óptico

Mediante el microscopio óptico EVOS XL (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA USA) se observaron las muestras preparadas a diferentes aumentos (4x, 10x, 40x) utilizando luz blanca en reflexión, con el objetivo de documentar la morfología superficial microscópica para la

posterior medición nanoscópica. Las imágenes obtenidas permitieron seleccionar con mayor precisión las áreas a analizar con el AFM.

2.2.1.3. Medición y análisis de la nanoestructura de la hoja mediante AFM.

Utilizando microscopía de fuerza atómica XE7 (Park Systems, Suwon, Korea), se obtuvieron imágenes topográficas de la superficie de la hoja en el modo *tapping*, empleando un voladizo de silicio, explorando aquellos parámetros que permitan optimizar la determinación de su corrugación. Se posicionó el portaobjetos en el AFM, en el que se ajustaron los tornillos en los ejes x e y de la pieza acoplada al piezoeléctrico. Se cerró la cámara anti-acústica del AFM para proteger la muestra de vibraciones externas, se ajustó el objetivo óptico para enfocar la muestra, se buscó la zona adecuada para la medición, previamente caracterizada por el análisis microscópico óptico, se aproximó la punta y se escaneó la superficie, repitiendo el mismo proceso en diferentes regiones. El AFM ha demostrado su capacidad para escanear la superficie de muestras biológicas (Casado et al., 2017), así como de muestras microscópicas con partículas poco adheridas (Casado, 2017). Con esto se consiguió un diseño experimental exploratorio para la caracterización estructural de la superficie foliar.

2.2.1.4. Parámetros de rugosidad

Los parámetros de textura superficial son parámetros de campo. El término campo hace referencia a la utilización de cada punto de datos que se mide en el área de evaluación, a diferencia de los parámetros de características que solo consideran puntos, líneas o zonas específicas. Los parámetros de campo posibilitan la caracterización de la complejidad, las pendientes y la altura de la superficie, entre otros aspectos. El parámetro de textura superficial de la función de altura es la media calculada en el área de definición:

$$S_q = \sqrt{\frac{1}{A} \iint_A z^2(x, y) dx dy}$$

en donde z representa la altura media de la superficie escaneada y A representa el área de definición o el número total de puntos del área escaneada, que está relacionado con la energía superficial (**Blateyron, 2013a**).

La altura media aritmética (S_a) es la media de los valores absolutos de las desviaciones en relación a la altura media:

$$S_a = \sqrt{\frac{1}{A} \iint_A |z(x, y)| dx dy}$$

Los parámetros S_a y S_q muestran una medida global de la rugosidad superficial, ya que cuantifican las desviaciones promedio de altura respecto al plano de la superficie. Sin embargo, estos parámetros no diferencian entre picos y valles ni describen la distribución espacial de las estructuras topográficas. Pero ambos parámetros son utilizados como indicadores de las variaciones generales de la rugosidad y permiten identificar desviaciones significativas en la topografía superficial (**Alar et al., 2025**).

Por otra parte, el parámetro S_{sk} caracteriza la forma de la distribución de las alturas en una superficie aleatoria. Se relaciona con el perfil asimétrico que resulta en una curva sesgada. La dirección del sesgo depende si el material está por debajo de la línea media (sesgo positivo) o encima de la línea media (sesgo negativo) se describe con la ecuación (**Brown, 2013**):

$$S_{sk} = \frac{1}{S q^3} \frac{1}{A} \iint_A z^3(x, y) dx dy$$

La curtosis (S_{ku}) determina la distribución uniforme de picos y valles, proporcionando una medida de agudeza de la superficie. Se utiliza la siguiente fórmula para calcular este parámetro:

$$S_{ku} = \frac{1}{S q^4} \frac{1}{A} \iint_A z^4(x, y) dx dy$$

S_{ku} de una distribución normal univariante, es decir, las alturas de la superficie que siguen una distribución gaussiana ideal al analizar únicamente la variable altura (Z) de cada punto de la superficie respecto a un plano de referencia, es 3, mientras que un valor menor corresponde a valores atípicos (**Blateyron, 2013b**).

2.2.2. Comparación de los ángulos de contacto de gotas de agua, metanol y aceite sobre la superficie de las hojas de *E. crassipes*.

2.2.2.1. Realización del montaje para tomar las fotografías de las gotas

Para este análisis, las hojas de *E. crassipes* se limpiaron también sólo con un flujo de agua. Se realizaron cortes de la hoja de 2 x 2 cm², procurando no alterar la estructura superficial. Cada fragmento se fijó en un soporte metálico rígido y estable. El soporte fue colocado frente a un sistema de iluminación contrastado por un fondo blanco (Löblein et al., 2022). La alineación del sistema se ajustó cuidadosamente. Estos últimos procesos se repitieron para el aceite y el metanol.

2.2.2.2. Medir y analizar los ángulos de contacto de líquidos con diferentes polaridades.

Se colocó la hoja de *E. crassipes* en una superficie recta y estable. Después, con ayuda de una micropipeta, se añadieron 50 µL de agua sobre la hoja. Posteriormente, se tomaron fotografías desde distintas posiciones al ras de la muestra (Huhtamäki et al., 2018). Las fotografías tomadas permitieron medir los ángulos de contacto mediante el programa informático ImageJ, utilizando su herramienta “angle tool”, fue posible seleccionar el área de la gota sobre la superficie. Se obtuvieron 3 medidas de ángulos de contacto en cada muestra a diferentes ángulos azimutales, y 3 muestras de distintas regiones de la hoja. Estos procesos se repitieron para el aceite y para el metanol. Los resultados fueron procesados estadísticamente.

2.2.3. Análisis de los espectros de absorción infrarroja correspondientes a varias regiones de la superficie de la hoja de *E. crassipes*

2.2.3.1. Preparación de las muestras para el espectrofotómetro infrarrojo por transformada de Fourier (FTIR) y toma de espectros

Las medidas de FTIR fueron realizadas mediante el espectrofotómetro infrarrojo por transformada de Fourier (FTIR – ATR), Spectrum Two (Perkin Elmer, Shelton, CT USA). Se estabilizó el interferómetro verificando de fondo (*background scan*) sin la muestra, utilizando etanol para eliminar los posibles restos de partículas del ambiente y registrando la absorción infrarroja una vez evaporado completamente el alcohol. Se realizaron cortes en la hoja de aproximadamente $1 \times 1 \text{ cm}^2$ y se colocaron sobre el acoplamiento ATR, para posteriormente presionar y escanear las muestras. Se obtuvieron espectros asociados a las vibraciones moleculares de los enlaces químicos presentes, y se analizaron bibliográficamente (**Durak & Depciuch, 2020**).

2.2.3.2. Análisis de los espectros de IR obtenidos

Mediante el FTIR - ATR se obtuvieron espectros de absorción en los cuales el eje X el número de onda y el eje Y la absorbancia. Los datos fueron exportados para su procesamiento en un entorno estadístico (software R Studio). El preprocesamiento incluyó: la corrección de la línea base mediante ajuste polinomial, la normalización por vector unitario para compensar variaciones en el contacto muestra-cristal y el suavizado para reducir el ruido de alta frecuencia. Los gráficos finales se generaron con escala de números de onda decrecientes y se identificaron las regiones espectrales de interés.

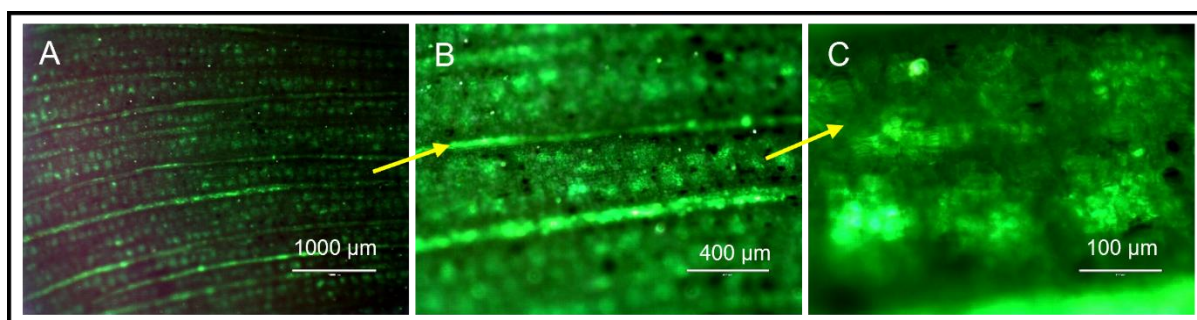
CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Análisis y discusión de los resultados

3.1.1. Análisis de la caracterización de las hojas de *E. crassipes* mediante microscopía óptica

Figura 1.

Imágenes obtenidas mediante microscopía óptica EVOS.



Nota. Las imágenes observadas mediante un microscópico óptico EVOS XL con magnificación (A) 4x, (B) 10x y (C) 40x, muestran la superficie microscópica de la hoja de *E. crassipes*.

La **Figura 2** muestra el análisis de la muestra de *E. crassipes* mediante microscopía óptica. Se observan claramente los haces vasculares paralelos, las células pavimento morfológicamente hexagonales y los estomas, distribuidos en el área adaxial de la hoja conforme a las venas vasculares; como es propio de las hojas monocotiledóneas. Pueden apreciarse las células oclusivas, los estomas paracíticos, células subsidiarias laterales y también se observa una orientación estomática lineal.

Este patrón estructural coincide con lo descrito por **Rudall et al. (2017)** para las monocotiledóneas commelinidas, en las cuales la disposición axial de los estomas y la organización celular en archivos paralelos constituyen rasgos morfoanatómicos conservados.

En las monocotiledóneas, este tipo estomático resulta del desarrollo mesoperígeno, en el que las células subsidiarias se originan a partir de divisiones perígenas laterales de las células madre. Este proceso conduce a una orientación estomática no aleatoria y a una organización foliar altamente regular, características que se pueden observar en las micrografías obtenidas.

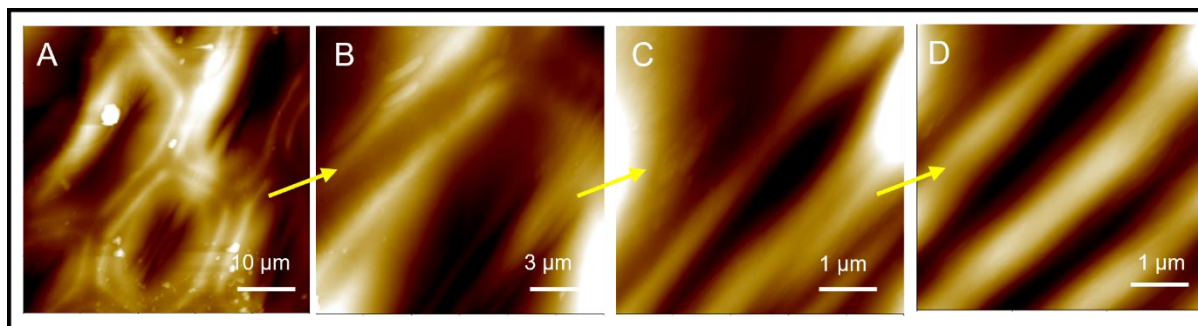
Desde un punto de vista funcional, la disposición lineal de los estomas y su asociación con los haces vasculares podrían facilitar una distribución uniforme del intercambio gaseoso y de la transpiración, optimizando la eficiencia fisiológica de la hoja bajo condiciones acuáticas. Estudios previos indican que este ordenamiento también contribuye a la estabilidad estructural de la epidermis durante la expansión foliar y al mantenimiento de la tensión superficial en ambientes de alta humedad (Silva et al., 2020).

3.1.2. Análisis de la caracterización de las hojas de *E. crassipes* mediante AFM.

La microscopía de fuerza atómica es una herramienta importante para el análisis de superficies biológicas como la caracterización de la estructura de las hojas de plantas (Ramos et al., 2020; Tsugawa et al., 2022). A través del AFM en el modo *tapping* se ha podido analizar la morfología superficial de las hojas de *E. crassipes* a escala nanométrica, generando mapas topográficos, de fase y de amplitud que revelaron la organización estructural de la epidermis foliar. Se estudió la parte adaxial, obteniendo imágenes de 50 x 50, 15 x 15, 5 x 5 y 3 x 3 μm^2 . En la **Figura 3** se muestran las imágenes topográficas de las hojas de *E. crassipes*. A una mayor escala, la superficie adaxial de las hojas investigadas reveló una heterogeneidad significativa en la morfología de las células del pavimento. Se encontraron micro-relieves o pliegues situados sobre el borde de las paredes anticlinales y zonas céntricas de las células. Las células de la epidermis forman la cutícula, que es la primera barrera que se encuentra en la superficie de las hojas, está relacionada con la adaptación de las plantas al ambiente. Las estructuras superficiales destacan la organización microestructural de la epidermis que puede modelarse según los diferentes factores ambientales (González et al., 2023).

Figura 2.

Imágenes en serie de la topografía nanoscópica de la epidermis adaxial de E. crassipes.



Nota. Se muestran las imágenes topográficas de AFM en rangos de (A) 50 x 50 μm^2 , (B) 15 x 15 μm^2 , (C) 5 x 5 μm^2 y (D) 3 x 3 μm^2 .

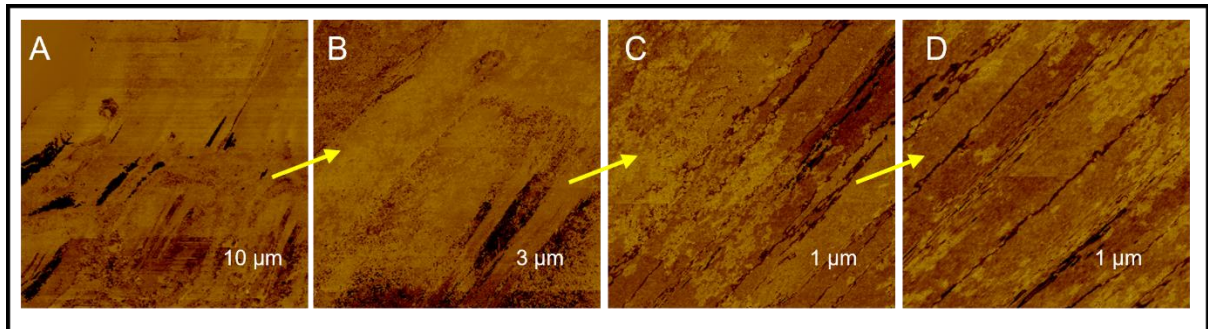
Las imágenes de fase obtenidas mediante AFM aportan información complementaria a la topografía, ya que esta señal está asociada a la disipación de energía local entre la punta y la superficie en el momento del impacto. Por ello, la fase permite visualizar regiones con diferentes propiedades mecánicas, adhesivas o químicas del material, proporcionando un contraste que no depende únicamente de la altura topográfica (Pacakova et al., 2017).

En las imágenes de fase registradas para la epidermis de *E. crassipes* (Figura 3), se observan tonalidades más oscuras en los pliegues ubicados en las zonas centrales de las células, así como en las uniones entre células. Estas áreas de menor fase sugieren una mayor disipación de energía, posiblemente asociada a diferencias en la rigidez, la viscoelasticidad o las variaciones en la composición cuticular (Zhang et al., 2016).

De igual forma, las regiones planas de la superficie presentan cambios sutiles en el tono de color, lo cual puede indicar heterogeneidades distribuidas en la cutícula, que no son evidenciables en las imágenes de topografía.

Figura 3.

Imágenes en serie de la fase de la epidermis adaxial de E. crassipes.

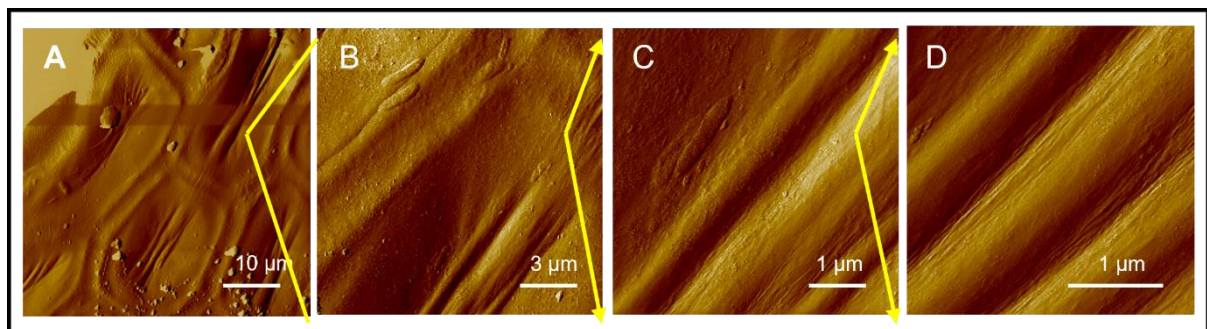


Nota. Se muestran las imágenes de fase en medidas de (A) 50 x 50 μm^2 , (B) 15 x 15 μm^2 , (C) 5 x 5 μm^2 , y (D) 3 x 3 μm^2 , las cuales presentan señales asociadas a la disipación de energía entre la punta y la superficie foliar.

En las imágenes de amplitud de la superficie foliar de *E. crassipes* (**Figura 4**), se observan las células mostrando detalles topográficos a escala nanométrica, como los espacios intercelulares o los patrones diagonales compuestos por crestas y pliegues. La imagen de amplitud funciona como un mapa del error asociado a la fuerza de interacción entre la punta y la superficie, por tanto, realza bordes, límites y detalles topográficos que no se observan claramente en la imagen de topografía (**Fernández et al., 2024**).

Figura 4.

Imágenes en serie de la amplitud de la epidermis adaxial de E. crassipes.

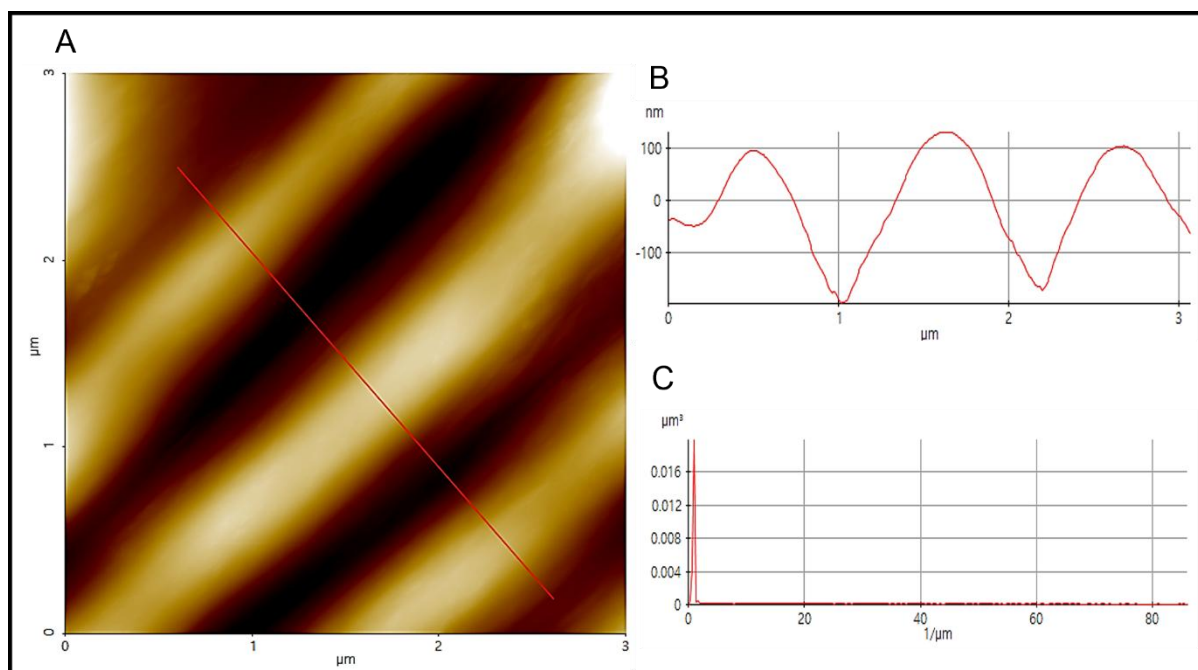


Nota. Se muestran las imágenes de fase en medidas de (A) 50 x 50 μm^2 , (B) 15 x 15 μm^2 , (C) 5 x 5 μm^2 y (D) 3 x 3 μm^2 .

En la **Figura 6** se analizaron las microestructuras ubicadas en el centro de las células, sugiriendo que la cutícula podría tener tendencia a plegarse más en esa zona en específico. El análisis mediante el programa XEI del perfil lineal del mapa topográfico de AFM obtenido (**Figura 6, B**), muestra una variación periódica del relieve a lo largo de un recorrido de 0 a 3 μm . El trazo evidencia una sucesión de picos y valles definidos, con amplitudes que oscilan aproximadamente entre -120 nm y $+120\text{ nm}$, lo que indica una topografía moderadamente rugosa en esa zona particular. Cada ciclo presenta una forma semicircular, representando elevaciones asociadas a las crestas cuticulares de las células epidérmicas, seguidas de depresiones correspondientes a las zonas intercelulares. Esta repetitividad estructural puede asociarse a una organización superficial muy regular, característica de la epidermis foliar (Benítez et al., 2019).

Figura 5.

Análisis de la estructura bidimensional de la hoja de E. crassipes.

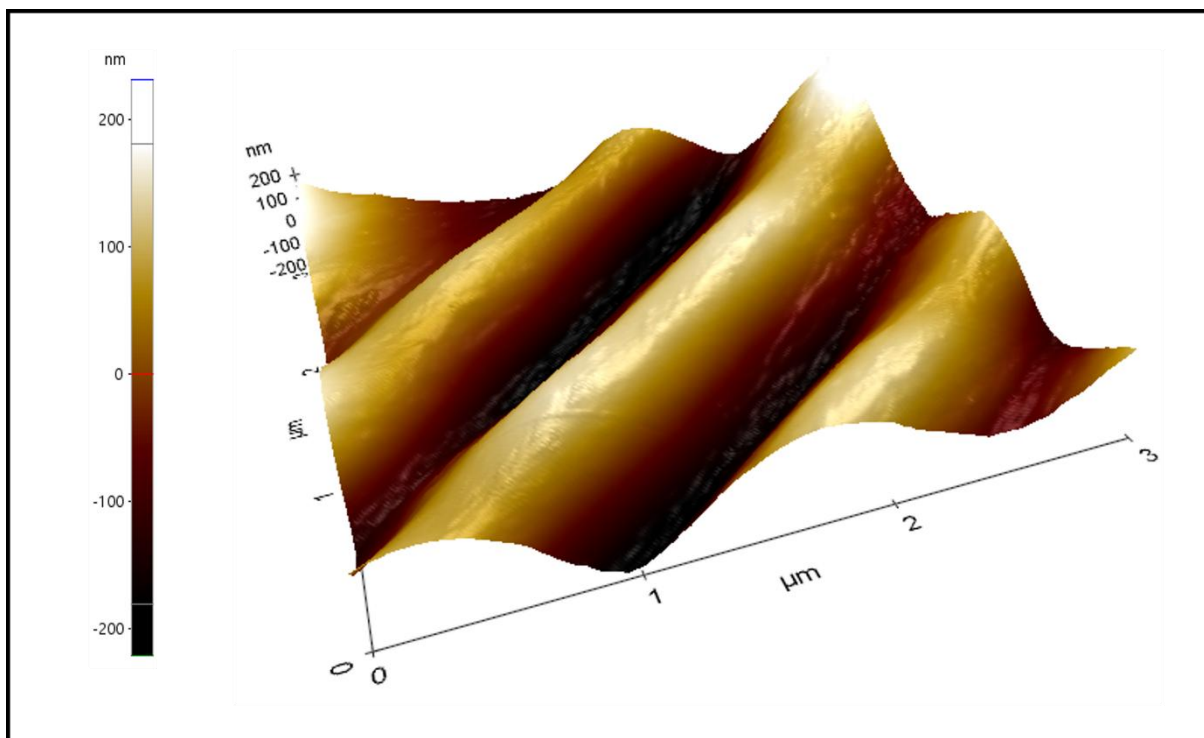


Nota. (A) Imagen $3 \times 3\ \mu\text{m}^2$ de la estructura bidimensional de la hoja de *E. crassipes* con la línea a lo largo de la cual se extrajo el perfil, (B) perfil de línea y (C) espectro de potencia del perfil de línea por transformada de Fourier.

El análisis espectral del perfil mediante transformada de Fourier (**Figura 6, C**) reveló que la superficie está dominada por ondulaciones de baja frecuencia relativa, evidenciado por el pico inicial de alta intensidad ($0.016 \mu\text{m}^3$) seguido de una rápida caída. Esto indica la presencia de estructuras micrométricas de frecuencia similar, prominentes en la topografía. La cola espectral de baja intensidad observada en el rango de 40-80 $1/\mu\text{m}$ sugiere una rugosidad nanoscópica relativamente baja, con una contribución mínima de características nanométricas al perfil general de la superficie (**Attar & Davoodi, 2025**).

Figura 6.

Imagen de la estructura tridimensional nanoscópica de la hoja de E. crassipes.



Nota. Estructura tridimensional nanoscópica de una sección de una hoja de *E. crassipes* en un rango de $3 \times 3 \mu\text{m}^2$, mostrando ondulaciones o surcos pronunciados.

La imagen topográfica en 3D (**Figura 7**), permite visualizar mejor la topografía de la superficie foliar, donde la altura vertical del mapa representa la morfología real de la hoja, mostrando los contrastes en los relieves. Según lo descrito por **Fernández et al. (2024b)**, esta estructura no puede asociarse directamente con las propiedades fisicoquímica de la superficie, ya que las

variaciones de altura no necesariamente se correlacionan con diferencias en la composición química o en las propiedades interfaciales del material.

Se han analizado los parámetros de la rugosidad mediante el programa de procesamiento de datos XEI, con el que se obtuvieron los datos mostrados las **Tablas 2 y 3**.

Tabla 2.

Parámetros de la rugosidad obtenidos a partir de las imágenes de topografía de distintos rangos.

Rugosidad	Tamaño (μm^2)			
	3	5	15	50
Sq(μm)	0.06	0.11	0.34	0.67
Sa (μm)	0.05	0.09	0.28	0.54
Ssk	0.17	0.08	-0.25	-0.05
Sku	3.02	3.56	3.05	2.66
Sp(μm)	0.19	0.42	0.81	2.19
Sv (μm)	0.21	0.30	1.05	1.93
Sz (μm)	0.40	0.72	1.88	4.12

Nota. Datos obtenidos a partir del procesamiento en el programa XEI.

Tabla 3.

Parámetros de la rugosidad obtenidos a partir de las imágenes de topografía de las regiones marginal, proximal y central, en medidas del mismo rango de $3 \times 3 \mu\text{m}^2$.

Rugosidad	Marginal	Proximal	Central
Sq (μm)	0.0193	0.0825	0.0924
Sa(μm)	0.0149	0.066	0.0782
Ssk	0.6245	0.2225	-0.3293

Sku	4	2.8624	2.2052
Sp (μm)	0.0905	0.2563	0.2315
Sv(μm)	0.0522	0.3589	0.2215
Sz (μm)	0.1427	0.6152	0.4529

Nota. Datos obtenidos a partir del procesamiento en el programa XEI.

La Sq obtenida de las imágenes de *E. crassipes* tiene un valor 0.06 μm , 0.11 μm , 0.34 μm y 0.67 μm , correspondiente a las imágenes topográficas en los rangos: 3 x 3 μm^2 , 5 x 5 μm^2 , 15 x 15 μm^2 y 50 x 50 μm^2 , respectivamente. Los valores aumentaron conforme al incremento de la longitud de medición. Además, las regiones marginal, proximal y central presentan valores ascendentes hacia el centro de la hoja. Todo esto sugiere un aumento en la heterogeneidad de la superficie foliaren esa dirección.

En relación con la rugosidad media, se obtuvieron los valores de 0.05 μm , 0.09 μm , 0.28 μm y 0.54 μm , que corresponden al área de escaneo, 3 x 3 μm^2 , 5 x 5 μm^2 , 15 x 15 μm^2 y 50 x 50 μm^2 , respectivamente. La región central muestra un valor superior en relación con las zonas proximal y marginal. De acuerdo con los resultados obtenidos (**Tabla 2**), los valores más elevados de Sa y Sq se registraron en la escala de 50 x 50 μm^2 , lo que indica una mayor variabilidad en una superficie más rugosa en este rango de observación. Según **Ramos et al. (2020)** la rugosidad a partir de los valores de Sa y Sq podría estar influenciada por factores ambientales, como la humedad, que afectan a sus estructuras epidérmicas, cuya dinámica contribuye a modificar la topografía de la superficie foliar.

Los valores de asimetría obtenidos indican que los escaneos realizados en los rangos de: 50 x 50 μm^2 , 15 x 15 μm^2 y en la zona central, tienen sesgos negativos -0.05, -0.25 y -0.32. El hecho de que estos valores sean cercanos a 0, sugiere prevalencia de valles sobre picos en la distribución de alturas de la superficie. La presencia de depresiones superficiales podría favorecer la acumulación local de líquidos en la región interfacial. Sin embargo, las imágenes en los rangos de 3 x 3 μm^2 , 5 x 5 μm^2 , en la zona proximal y en la zona marginal muestran

sesgos positivos, lo que indica que la superficie tiene picos altos que sobresalen sobre la línea media (**Blateyron 2013**).

Los datos obtenidos en XEI a escala $50 \times 50 \mu\text{m}^2$, en las zonas proximal y central, son: $2.66 \mu\text{m}^2$, $2.86 \mu\text{m}^2$ y $2.20 \mu\text{m}^2$. Puede decirse entonces que tienen un valor bajo de curtosis, es decir, que la superficie es irregular o tiene depresiones. Por otro lado, las imágenes de $3 \times 3 \mu\text{m}^2$ hasta $15 \times 15 \mu\text{m}^2$ y la zona marginal tienen valores superiores a 3, lo que se atribuye a una distribución de alturas puntiagudas (**Yong et al., 2020**).

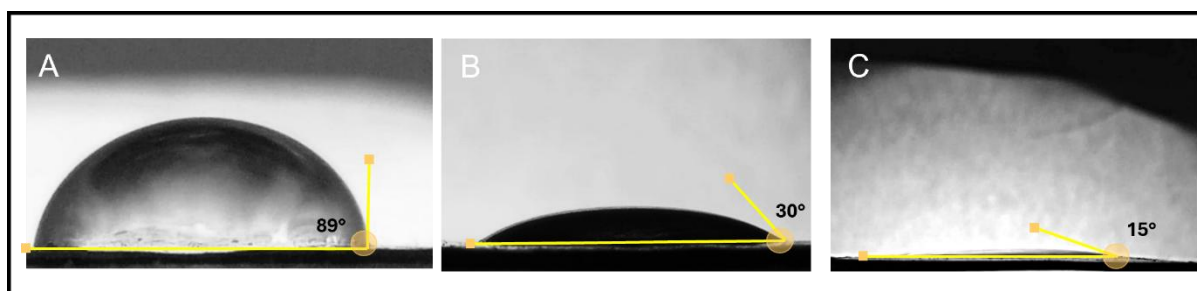
Además, se analizaron los parámetros de la altura máxima del pico más alto de la superficie (S_p), el parámetro S_v que representa la altura máxima del pozo (la altura que se encuentra por debajo del plano medio) y el parámetro S_z que se refiere a la altura máxima de la superficie (es la suma de los valores absolutos de S_p y S_v). Los valores de S_z ubicados en las **Tablas 3 y 4**, indican que existe máxima altura en las medidas con rangos de $50 \times 50 \mu\text{m}^2$, zona proximal y zona central. Sin embargo, los parámetros de altura máxima deben usarse con cautela en las medidas basadas en AFM, ya que son sensibles a depresiones o picos aislados que pueden no ser significativos por la existencia de artefactos o puntos espurios durante el escaneo (**Blateyron, 2013; Ramos et al., 2021**).

3.1.3. Comparar los ángulos de contacto de gotas de agua, metanol y aceite sobre la superficie de las hojas de *E. crassipes*.

Con el fin de evaluar el comportamiento de diferentes sustancias líquidas sobre el área superficial de las hojas de *E. crassipes*, se determinaron los ángulos de contacto de gotas de agua, aceite y metanol colocadas en distintas regiones de la superficie foliar.

Figura 7.

Fotografías de gotas de agua, metanol y aceite mineral.



Nota. Fotografías de gotas de (A) agua, (B) aceite mineral y (C) metanol (50 μ L cada una), depositadas sobre la superficie de las hojas de *E. crassipes*. Las imágenes se utilizaron para medir ángulos de contacto con ImageJ (plugin Contact Angle).

Para clasificar el comportamiento con el agua se usaron los criterios utilizados para superficies foliares: ángulos entre 0° y 90° se consideran de superficies hidrofílicas, ángulos superiores a 90° se relacionan con superficies hidrofóbicas y ángulos superiores a 150° se asocian a superhidrofobicidad (Silvestre et al., 2019b). Los resultados obtenidos del ángulo de contacto con agua están por debajo de 90° en las regiones analizadas, por lo tanto, presenta una característica hidrofílica moderada, a diferencia a lo que se reporta en especies vegetales acuáticas con caracteres superhidrofóbicos.

Para describir la interacción de la gota con la superficie, el modelo de Wenzel asume que la gota llena completamente las microestructuras presentes en la superficie, eliminando posibles cavidades de aire entre gota – superficie. La presencia de una superficie rugosa aumenta el área de contacto a comparación con una superficie lisa, la cual presenta más hidrofiliidad. Por otro lado, el modelo de Cassie-Baxter supone que van a existir cavidades de aire en las estructuras de la superficie. Estudios mencionan la influencia de la tensión superficial en el comportamiento del contacto con superficies, lo que debe tenerse en cuenta para determinar el área de contacto de las hojas de plantas acuáticas, pues puede estar asociado a la presencia de papilas, tricomas, estrías y estructuras micro- o nano-jerárquicas (Tie et al., 2023).

Tabla 4.

Ángulos de contacto de gotas de líquidos sobre la superficie de la hoja de E. crassipes.

Tipo de líquido	Superficie	Ángulo de contacto	Afinidad
Agua	Superior	$89.01^\circ \pm 0.9^\circ$	Hidrofílico
	Inferior	$88.1^\circ \pm 1.6^\circ$	
	Dentro	$89.7^\circ \pm 1.8^\circ$	
Aceite	Superior	$30.4^\circ \pm 1.0^\circ$	Oleofílico
	Inferior	$30.1^\circ \pm 2.5^\circ$	
	Centro	$30.2^\circ \pm 2.0^\circ$	
Metanol	Superior	$15.4^\circ \pm 1.6^\circ$	La superficie de la hoja es afín al metanol
	Inferior	$15.0^\circ \pm 2.5^\circ$	
	Centro	$15.3^\circ \pm 2.0^\circ$	

Nota. Realizado en ImageJ para determinar el ángulo de contacto. Los resultados muestran los ángulos de contacto (media $\pm$ desviación estándar) de gotas de agua, aceite y metanol medidos sobre diferentes regiones de la hoja de *E. crassipes*. Los valores obtenidos indican el grado de interacción entre cada líquido y la superficie foliar.

En relación con el aceite mineral, los ángulos de contacto son bajos, alrededor de 30° , lo que indica que la superficie foliar de la hoja tiene alta afinidad por los líquidos no polares. Esto es característico de una superficie foliar oleofílica, con la capacidad de atraer y retener aceites (Fernández et al., 2024). La interacción de la superficie de hoja con el aceite mineral muestra una característica adsorbente, es decir el líquido en contacto se adhiere y se acumula en la superficie (Burciaga et al., 2020).

Los bajos ángulos de contacto obtenidos para el aceite indican una elevada afinidad entre este líquido y la superficie de la hoja. Este comportamiento coincide con lo descrito por Bhushan, (2024c), quien indica que la repelencia al aceite es menos frecuente en la naturaleza que la

repelencia al agua, debido a que los aceites presentan tensiones superficiales considerablemente menores que la del agua (≈ 30 y ≈ 71.99), respectivamente. Además, en una superficie nanoestructurada superoleofóbica la energía superficial debe ser menor que la tensión superficial del aceite. Como consecuencia, los aceites tienden a extenderse con mayor facilidad sobre superficies naturales, reduciendo su ángulo de contacto.

El comportamiento del aceite mineral en contacto con la superficie de las hojas de *E. crassipes* puede relacionarse con distintos mecanismos de sorción, entre ellos la adsorción superficial, la absorción y la acción capilar. Estos procesos dependen de propiedades como la hidrofobicidad, la porosidad y la rugosidad de la superficie vegetal, las cuales influyen en la interacción entre el líquido y la epidermis foliar (Jansi et al., 2014). En este contexto, las variaciones observadas en los ángulos de contacto podrían asociarse con diferencias estructurales presentes en las distintas regiones analizadas de la hoja, favoreciendo distintos grados de humectación y retención del aceite.

Los resultados obtenidos con metanol demostraron que los ángulos de contacto son bajos, cerca de 15° , lo que indica una elevada capacidad de humectación y una mayor interacción del líquido con la superficie de la hoja de *E. crassipes*. Este comportamiento puede atribuirse a la menor tensión superficial del metanol, contribuyendo a su dispersión sobre la epidermis foliar. De acuerdo con Bhushan (2024c), los líquidos de baja tensión superficial tienden a extenderse con mayor facilidad sobre las superficies naturales, lo que concuerda con los bajos ángulos de contacto observados para el metanol.

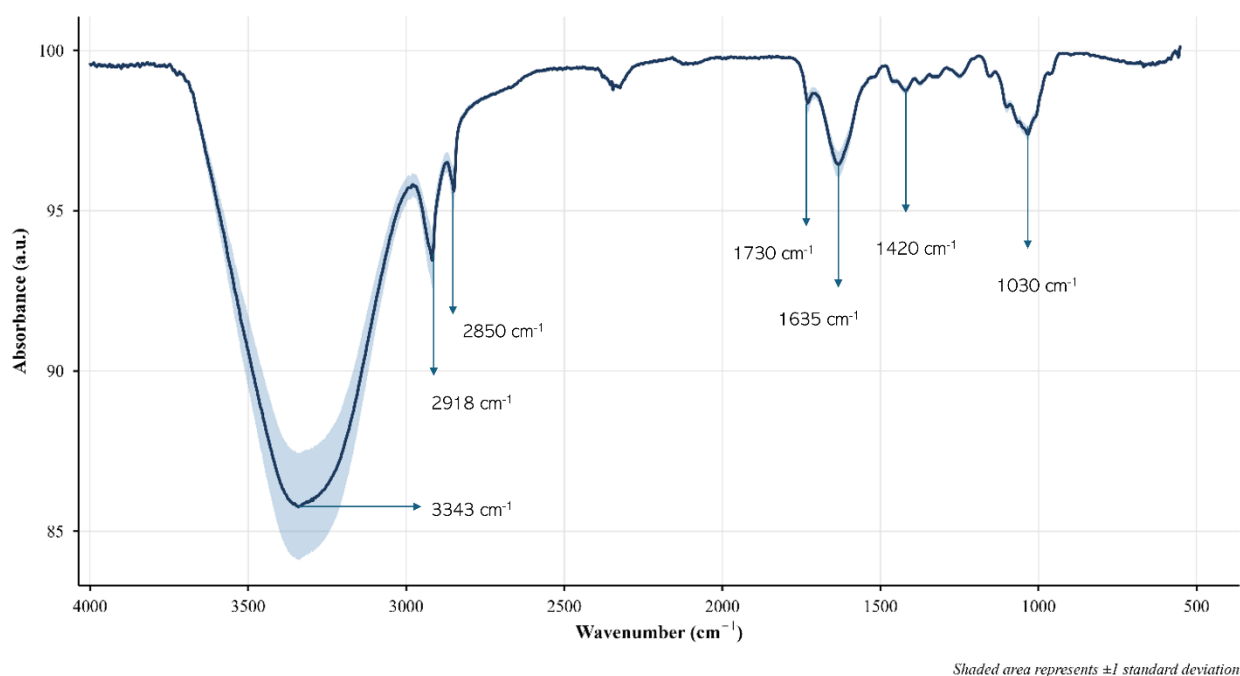
3.1.4. Análisis de los espectros de absorción infrarroja correspondientes a varias regiones de la superficie de la hoja de *E. crassipes*

En el análisis mediante FTIR de la superficie foliar de *E. crassipes* se evaluaron igualmente tres regiones: marginal, central y proximal. En los espectros obtenidos se identificó una banda ancha entre $3300 - 3400\text{ cm}^{-1}$, que se atribuye a los estiramientos del grupo O-H, relacionados con los grupos hidroxilo unidos a la celulosa. Los picos cercanos a esta banda pueden atribuirse

a los enlaces intermoleculares de los grupos funcionales fenólicos de la lignina (Vârban et al., 2021).

Figura 8.

Análisis espectral de infrarrojo de la superficie adaxial de E. crassipes.



Nota. Espectro FTIR-ATR de la superficie foliar de *E. crassipes* en el rango de 4000–400 cm⁻¹. Se resaltan las bandas principales.

Se observa una banda alrededor de 2900 - 2918 cm⁻¹, atribuida a los estiramientos asimétricos de los grupos metilo (C-H) aromático de la celulosa y de la hemicelulosa. Además, podría también asociarse con ésteres metílicos de ácidos fenólicos o de ácidos grasos. El pico cercano a 2850 cm⁻¹ puede atribuirse a los estiramientos simétricos del mismo grupo (–CH₂–). Adicionalmente, la señal registrada aproximadamente en 1730 - 1731 cm⁻¹ podría estar asociada al estiramiento del grupo carbonilo de la hemicelulosa (C=O) y de los grupos cetona, lo que es compatible con la presencia de componentes lipídicos característicos de la matriz cuticular como cutina y ceras (Khondoker et al., 2024).

En la región media del espectro se detectó una banda alrededor de 1620–1638 cm^{-1} , la cual podría relacionarse con la presencia de agua adsorbida. Asimismo, esta señal podría también asociarse a las vibraciones del grupo C=C asociado a la lignina o al dominio aromático de la cutícula, constituido principalmente por compuestos fenólicos (**Packiam et al., 2022**). Por otra parte, las bandas registradas entre 1420 y 1440 cm^{-1} podrían corresponder a vibraciones de grupos CH_2 provenientes de celulosa y hemicelulosa (**Suryanto et al., 2014**). Finalmente, se registró una banda centrada en 1034 cm^{-1} , junto con señales entre 1100 y 981 cm^{-1} , atribuibles a vibraciones C–O y C–O–C típicas de polisacáridos (celulosa, hemicelulosas, pectinas), del enlace β -glucosídico de celulosa y de la hemicelulosa (**Vârban et al., 2021**).

En conjunto, estos resultados confirman la presencia de grupos funcionales representativos de la superficie foliar vegetal y respaldan que la superficie de *E. crassipes* integra una fracción lipídica cuticular común (bandas C–H y C=O) y una contribución de compuestos polisacáridicos (región 1200–900 cm^{-1}), en concordancia con la heterogeneidad química esperable en este tipo de tejidos (**Silvestre et al., 2019b**).

CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1. Conclusiones

- La topografía nanoscópica de la superficie adaxial de las hojas de *E. crassipes* presenta una organización jerárquica heterogénea, caracterizada por la presencia de células del pavimento de morfología hexagonal, estomas de tipo paracítico dispuestos linealmente, y microrelieves o pliegues cuticulares localizados tanto en las paredes anticlinales como en las zonas centrales de las células. Los parámetros de rugosidad obtenidos mediante AFM demostraron que la rugosidad es mayor en relación con el área de escaneo y que existen diferencias topográficas significativas en la zona central de la hoja, evidenciando una superficie con valles y picos que pueden influir en su capacidad de retención de sustancias.
- La superficie adaxial de *E. crassipes* presenta comportamientos de humectación diferenciales frente a líquidos de distinta polaridad. El agua mostró un ángulo de contacto de 89.7° , clasificando la superficie como hidrofílica moderada; el aceite mineral presentó un ángulo de 30.2° , indicando una alta afinidad oleofílica; mientras que el metanol exhibió el menor ángulo de contacto 15.3° , evidenciando una elevada capacidad de humectación y afinidad por este solvente polar. Estos resultados confirman que la superficie foliar de *E. crassipes* posee una capacidad de adsorción selectiva, siendo más afín a líquidos de baja tensión superficial, como el aceite y el metanol.
- El análisis mediante espectroscopía FTIR-ATR reveló que la superficie foliar de *E. crassipes* está compuesta por una matriz química heterogénea, que integra grupos funcionales característicos de polisacáridos, como: celulosa, hemicelulosa o pectinas. Asimismo, se confirmó la presencia de una fracción lipídica cuticular, y de compuestos aromáticos (lignina). Esta composición química heterogénea sustenta los comportamientos de humectación y adsorción observados experimentalmente.

3.2. Recomendaciones

- Analizar la habilidad de adsorción de *E. crassipes* ante varios contaminantes oleosos e hidrocarburos con diferentes propiedades químicas. Puesto que se evidenció una fuerte afinidad oleofílica, sería apropiado medir la habilidad para retener gasolina, diésel, aceites crudos y otros productos derivados del petróleo en condiciones controladas.
- Estudiar el impacto que tiene la extracción selectiva de ceras cuticulares en la habilidad de adsorción de la superficie foliar. Con el objetivo de establecer si la alteración de la cutícula mejora o reduce la habilidad para adsorber líquidos polares y no polares.
- Analizar el comportamiento de la adsorción y humectación en la cara abaxial de las hojas. El documento se enfocó en la cara adaxial, pero señala que hay variaciones morfológicas y funcionales entre las dos caras de la hoja en ciertas plantas acuáticas. Sería apropiado comparar ambas superficies para establecer cuál tiene una preferencia más alta por los solventes o aceites, y si la existencia de estomas en una de ellas afecta los patrones de adsorción.

BIBLIOGRAFÍA

- Akbari, R., & Antonini, C. (2021). Contact angle measurements: From existing methods to an open-source tool. In *Advances in Colloid and Interface Science* (Vol. 294). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.cis.2021.102470>
- Alar, V., Razumić, A., Runje, B., Stojanović, I., Kurtela, M., & Štrbac, B. (2025). Application of Areal Topography Parameters in Surface Characterization. In *Applied Sciences (Switzerland)* (Vol. 15, Number 12). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/app15126573>
- Attar, M. R., & Davoodi, A. (2025). A Review on Advanced AFM and SKPFM Data Analytics for Quantitative Nanoscale Corrosion Characterization. In *Corrosion and Materials Degradation* (Vol. 6, Number 4). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/cmd6040058>
- Ayanda, O. I., Ajayi, T., & Asuwaju, F. P. (2020). Eichhornia crassipes (Mart.) Solms: Uses, Challenges, Threats, and Prospects. In *Scientific World Journal* (Vol. 2020). Hindawi Limited. <https://doi.org/10.1155/2020/3452172>
- Beketov, G. V., & Shynkarenko, O. V. (2022). SURFACE WETTING AND CONTACT ANGLE: BASICS AND CHARACTERISATION. In *Himia, Fizika ta Tehnologija Poverhni* (Vol. 13, Number 1, pp. 3–35). Chuiko Institute of Surface Chemistry of National Academy of Sciences of Ukraine. <https://doi.org/10.15407/HFTP13.01.003>
- Bell, M. S., & Borhan, A. (2020). A Volume-Corrected Wenzel Model. *ACS Omega*, 5(15), 8875–8884. <https://doi.org/10.1021/acsomega.0c00495>
- Ben Bakrim, W., Ezzariai, A., Karouach, F., Sobeh, M., Kibret, M., Hafidi, M., Kouisni, L., & Yasri, A. (2022). Eichhornia crassipes (Mart.) Solms: A Comprehensive

- Review of Its Chemical Composition, Traditional Use, and Value-Added Products. In *Frontiers in Pharmacology* (Vol. 13). Frontiers Media S.A. <https://doi.org/10.3389/fphar.2022.842511>
- Benítez, J. J., Guzman-Puyol, S., Domínguez, E., Heredia, A., & Heredia-Guerrero, J. A. (2019). Applications and potentialities of Atomic Force Microscopy in fossil and extant plant cuticle characterization. *Review of Palaeobotany and Palynology*, 268, 125–132. <https://doi.org/10.1016/J.REVPALBO.2019.06.015>
- Bhushan, B. (2024a). Introduction to Biomimetics and Bioinspiration. In C. Springer (Ed.), *Biomimetics*. <https://doi.org/10.1201/9780849331633.ch1>
- Bhushan, B. (2024b). Modeling of Contact Angle for a Liquid in Contact with a Rough Surface for Various Wetting Regimes. In B. Bhushan (Ed.), *Introduction to Biomimetics and Bioinspiration: Materials and Surfaces for Green Science and Technology* (pp. 53–82). Springer Nature Switzerland. https://doi.org/10.1007/978-3-031-62344-8_3
- Bhushan, B. (2024c). *Strategies for Superliquiphobic/Philic Surfaces BT - Introduction to Biomimetics and Bioinspiration: Materials and Surfaces for Green Science and Technology* (B. Bhushan, Ed.; pp. 253–290). Springer Nature Switzerland. https://doi.org/10.1007/978-3-031-62344-8_8
- Blateyron, F. (2013a). The Areal Feature Parameters. In R. Leach (Ed.), *Characterisation of Areal Surface Texture* (pp. 45–65). Springer Berlin Heidelberg. https://doi.org/10.1007/978-3-642-36458-7_3
- Blateyron, F. (2013b). The areal field parameters. In *Characterisation of Areal Surface Texture* (Vol. 9783642364587, pp. 15–43). Springer-Verlag Berlin Heidelberg. https://doi.org/10.1007/978-3-642-36458-7_2

- Blateyron, F. (2013c). The areal field parameters. In *Characterisation of Areal Surface Texture* (Vol. 9783642364587, pp. 15–43). Springer-Verlag Berlin Heidelberg. https://doi.org/10.1007/978-3-642-36458-7_2
- Burciaga, N., Claudio, J., Cano, L., Martínez Antonia, & Vega, P. (2020). Compósitos en estado hidrogel con aplicación en la adsorción de metales pesados presentes en aguas residuales. *Tip Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, 23, 1–13. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43266574009>
- Casado, S., Del Val Toledo Lobo, M., & Paíno, C. L. (2017). Dynamics of plasma membrane surface related to the release of extracellular vesicles by mesenchymal stem cells in culture. *Scientific Reports*, 7(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-017-07265-x>
- Casado, S. (2017). Studying friction while playing the violin: Exploring the stick–slip phenomenon. Beilstein J. Nanotechnol, 8, 159–166. <https://doi.org/10.3762/bjnano.8.16>
- Brown, C. (2013). Areal Fractal Methods. In R. Leach (Ed.), *Characterisation of Areal Surface Texture* (pp. 45–65). Springer, Berlin, Heidelberg.
- Estupiñán, D., & Allscher, T. (2022). Advantages of External Reflection and Transflection over ATR in the Rapid Material Characterization of Negatives and Films via FTIR Spectroscopy. *Polymers*, 14(4). <https://doi.org/10.3390/polym14040808>
- Fernández, V., Almonte, L., Bahamonde, H. A., Galindo-Bernabeu, A., Sáenz-Arce, G., & Colchero, J. (2024a). Chemical and structural heterogeneity of olive leaves and their trichomes. *Communications Biology*, 7(1). <https://doi.org/10.1038/s42003-024-06053-4>

- Fernández, V., Almonte, L., Bahamonde, H. A., Galindo-Bernabeu, A., Sáenz-Arce, G., & Colchero, J. (2024b). Chemical and structural heterogeneity of olive leaves and their trichomes. *Communications Biology*, 7(1). <https://doi.org/10.1038/s42003-024-06053-4>
- Gao, J., Wang, J., Cai, M., Xu, Q., Zhang, J., Cao, X., Zhang, J., & Chen, Y. (2023). Advanced superhydrophobic and multifunctional nanocellulose aerogels for oil/water separation: A review. *Carbohydrate Polymers*, 300, 120242. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2022.120242>
- González, L., Renard, J., Depège, N., & Ingram, G. (2023). The plant cuticle. *Current Biology*, 33(6), R210–R214. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.cub.2023.01.003>
- Huang, X., & Gates, I. (2020). Apparent Contact Angle around the Periphery of a Liquid Drop on Roughened Surfaces. *Scientific Reports*, 10(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-020-65122-w>
- Huang, Y., Zhan, H., Li, D., Tian, H., & Chang, C. (2019). Tunicate cellulose nanocrystals modified commercial filter paper for efficient oil/water separation. *Journal of Membrane Science*, 591, 117362. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.memsci.2019.117362>
- Huhtamäki, T., Tian, X., Korhonen, J. T., & Ras, R. H. A. (2018). Surface-wetting characterization using contact-angle measurements. *Nature Protocols*, 13(7), 1521–1538. <https://doi.org/10.1038/s41596-018-0003-z>
- Jansi, M., Murugan, M., Subramaniam, P., & Subramanian, E. (2014). A study on water hyacinth *Eichhornia crassipes* as oil sorbent. *Journal of Applied and Natural Science*, 6(1), 134–138. <https://doi.org/10.31018/jans.v6i1.389>

- Juárez, G. N., Favela, E., Quevedo, I. R., & Batina, N. (2019). Enzymatically assisted isolation of high-quality cellulose nanoparticles from water hyacinth stems. *Carbohydrate Polymers*, 220, 110–117. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.05.058>
- Khan, M. K., Wang, Q. Y., & Fitzpatrick, M. E. (2016). Atomic Force Microscopy (AFM) for Materials Characterization. In *Materials Characterization Using Nondestructive Evaluation (NDE) Methods*. Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100040-3.00001-8>
- Khondoker, M., Gurav, R., & Hwang, S. (2024). Utilization of water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) biomass as eco-friendly sorbent for petroleum oil spill cleanup. *Aqua Water Infrastructure, Ecosystems and Society*, 73(2), 183–199. <https://doi.org/10.2166/aqua.2024.243>
- Khotsa, M. D., Mkolo, N. M., Motshudi, M. C., Mphephu, M. M., Makhafola, M. A., & Naidoo, C. M. (2025). A Comprehensive Review of the Biology, Ecological Impacts, and Control Strategies of *Eichhornia crassipes*. In *Diversity* (Vol. 17, Number 8). <https://doi.org/10.3390/d17080564>
- Knight, S., Hauxwell, J., & Haber, E. A. (2014). Distribution and Abundance of Aquatic Plants – Human Impacts☆. In *Reference Module in Earth Systems and Environmental Sciences*. Elsevier. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-409548-9.09102-8>
- Lempesis, N., Janka, A., Gnatiuk, O., van Eijndhoven, S. J. L., & Koopmans, R. J. (2020). Predicting bio-inspired candidate surfaces with superomniphobic characteristics. *Surface Topography: Metrology and Properties*, 8(2), 25021. <https://doi.org/10.1088/2051-672X/ab9419>

- Liu, Y., Hanati, A., & Lan, H. (2023). Characterization of leaf trichomes and their influence on surface wettability of *Salsola ferganica*, an annual halophyte in the desert. *Physiologia Plantarum*, 175(3), e13905. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/ppl.13905>
- Lopes, A., Schöngart, J., Mori, G. B., Quaresma, A., Demarchi, L. O., Paes, S. G., Mano, G. B., Guterres-Pazin, M. G., Klein, V. P., & Piedade, M. T. F. (2024). Aquatic Herbaceous Plants of the Amazonian Wetlands: Key Species Under Pressure. In S. S. de Souza, S. Braz-Mota, & A. L. Val (Eds.), *The Future of Amazonian Aquatic Biota* (pp. 137–162). Springer Nature Switzerland. https://doi.org/10.1007/978-3-031-66822-7_6
- Lößlein, S. M., Merz, R., Müller, D. W., Kopnarski, M., & Mücklich, F. (2022). An in-depth evaluation of sample and measurement induced influences on static contact angle measurements. *Scientific Reports*, 12(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-022-23341-3>
- Makkonen, L. (2016). Young's equation revisited. *Journal of Physics Condensed Matter*, 28(13). <https://doi.org/10.1088/0953-8984/28/13/135001>
- Margaris, A. V. (2014). Fourier Transform Infrared Spectroscopy (FTIR): Applications in Archaeology. In C. Smith (Ed.), *Encyclopedia of Global Archaeology* (pp. 2890–2893). Springer New York. https://doi.org/10.1007/978-1-4419-0465-2_343
- Moudgil, A., Deval, A. S., Dharne, M. S., Sarkar, D. M., Choudhari, A. S., & Chaudhari, B. P. (2021). Eichhornia crassipes Mediated Bioinspired Synthesis of Crystalline Nano Silver as an Integrated Medicinal Material: A Waste to Value Approach. *Journal of Cluster Science*, 32(2), 391–404. <https://doi.org/10.1007/s10876-020-01797-5>

- Myronyuk, O., Vanagas, E., Rodin, A. M., & Wesolowski, M. (2024). Estimation of the Structure of Hydrophobic Surfaces Using the Cassie–Baxter Equation. *Materials*, 17(17). <https://doi.org/10.3390/ma17174322>
- Osipowicz, G., Lisowska-Gaczorek, A., Bosiak, M., Grygiel, R., & Szostek, K. (2025). Identifying Archaeological Bone and Antler and Methods to Soften Them Using Fourier Transform Infrared (FTIR) Spectroscopy: Test Studies. *Journal of Archaeological Method and Theory*, 32(4). <https://doi.org/10.1007/s10816-025-09729-1>
- Pacakova, B., Verhagen, T., Bousa, M., Hübner, U., Vejpravova, J., Kalbac, M., & Frank, O. (2017). Mastering the Wrinkling of Self-supported Graphene. *Scientific Reports*, 7(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-017-10153-z>
- Packiam, K. K., Murugesan, B., Kaliyannan Sundaramoorthy, P. M., Srinivasan, H., & Dhanasekaran, K. (2022). Extraction, Purification and Characterization of Nanocrystalline Cellulose from Eichhornia crassipes (Mart.) Solms: A Common Aquatic Weed Water Hyacinth. *Journal of Natural Fibers*, 19(14), 7424–7435. <https://doi.org/10.1080/15440478.2021.1946886>
- Ramos, G. Q., da Costa, Í. C., Maia da Costa, M. E. H., Pinto, E. P., Matos, R. S., & da Fonseca Filho, H. D. (2021). Stereometric analysis of Amazon rainforest Anacardium occidentale L. leaves. *Planta*, 253(1). <https://doi.org/10.1007/s00425-020-03529-5>
- Ramos, G. Q., Matos, R. S., & Da Fonseca Filho, H. D. (2020). Advanced Microtexture Study of Anacardium occidentale L. Leaf Surface from the Amazon by Fractal Theory. *Microscopy and Microanalysis*, 26(5), 989–996. <https://doi.org/10.1017/S1431927620001798>

- Rudall, P. J., Chen, E. D., & Cullen, E. (2017). Evolution and development of monocot stomata. *American Journal of Botany*, 104(8), 1122–1141. <https://doi.org/https://doi.org/10.3732/ajb.1700086>
- Santos, F. M., Nunes, P., Fernandes, M., Soares, F. M., Cruz, R., Bacelar, E., Casal, S., Rocha, J., Maia, A., Pais, P. J., de Zea Bermudez, V., Crespi, A. L., & Nunes, S. C. (2025). Iris sibirica leaf surface: From plant adaptation to biomimetic replication. *Surfaces and Interfaces*, 75, 107805. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.surfin.2025.107805>
- Silvestre, M. L. T., Zambrano, A. R. C., Linis, V. C., & Janairo, J. I. B. (2019a). Surface morphological and wetting characterization of the hydrophobic and superhydrophobic leaves of Pistia stratiotes L., Salvinia molesta D.Mitch., Ananas comosus (L.) Merr. and Dyckia platyphylla L.B. Smith for bioinspired oil adsorbent materials. *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering*, 479(1). <https://doi.org/10.1088/1757-899X/479/1/012003>
- Silvestre, M. L. T., Zambrano, A. R. C., Linis, V. C., & Janairo, J. I. B. (2019b). Surface morphological and wetting characterization of the hydrophobic and superhydrophobic leaves of Pistia stratiotes L., Salvinia molesta D.Mitch., Ananas comosus (L.) Merr. and Dyckia platyphylla L.B. Smith for bioinspired oil adsorbent materials. *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering*, 479(1). <https://doi.org/10.1088/1757-899X/479/1/012003>
- Smriti, S. A., Haque, A. N. M. A., Khadem, A. H., Siddiq, F., Rahman, A. N. M. M., Himu, H. A., Farzana, N., Islam, M. A., & Naebe, M. (2023). Recent developments of the nanocellulose extraction from water hyacinth: a review. *Cellulose*, 30(14), 8617–8641. <https://doi.org/10.1007/s10570-023-05374-7>

- Suryanto, H., Marsyahyo, E., Irawan, Y. S., & Soenoko, R. (2014). Morphology, Structure, and Mechanical Properties of Natural Cellulose Fiber from Mendong Grass (*Fimbristylis globulosa*). *Journal of Natural Fibers*, 11(4), 333–351. <https://doi.org/10.1080/15440478.2013.879087>
- Tie, J., Gao, M., Huang, Y., Li, K., & Wang, H. (2023). Factors influencing wettability and surface/interface mechanics of plant surfaces: a review. In *Frontiers in Materials* (Vol. 10). Frontiers Media SA. <https://doi.org/10.3389/fmats.2023.1311735>
- Tsugawa, S., Yamasaki, Y., Horiguchi, S., Zhang, T., Muto, T., Nakaso, Y., Ito, K., Takebayashi, R., Okano, K., Akita, E., Yasukuni, R., Demura, T., Mimura, T., Kawaguchi, K., & Hosokawa, Y. (2022). Elastic shell theory for plant cell wall stiffness reveals contributions of cell wall elasticity and turgor pressure in AFM measurement. *Scientific Reports*, 12(1), 13044. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-16880-2>
- Vârban, R., Crişan, I., Vârban, D., Ona, A., Olar, L., Stoie, A., & Ştefan, R. (2021). Comparative ft-ir prospecting for cellulose in stems of some fiber plants: Flax, velvet leaf, hemp and jute. *Applied Sciences (Switzerland)*, 11(18). <https://doi.org/10.3390/app11188570>
- Xu, Y. (2024). Surface morphology and microstructure of *Bauhinia variegata* L. flowers and leaves. *Micron*, 177, 103575. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.micron.2023.103575>
- Yamaguchi, Y., Kusudo, H., Surblys, D., Omori, T., & Kikugawa, G. (2019). Interpretation of Young's equation for a liquid droplet on a flat and smooth solid surface: Mechanical and thermodynamic routes with a simple Lennard-Jones liquid. *Journal of Chemical Physics*, 150(4). <https://doi.org/10.1063/1.5053881>

- Yong, Q., Chang, J., Liu, Q., Jiang, F., Wei, D., & Li, H. (2020). Matt polyurethane coating: Correlation of surface roughness on measurement length and gloss. *Polymers*, 12(2). <https://doi.org/10.3390/polym12020326>
- Zeiger, C., Rodrigues Da Silva, I. C., Mail, M., Kavalenka, M. N., Barthlott, W., & Hölscher, H. (2016). Microstructures of superhydrophobic plant leaves - Inspiration for efficient oil spill cleanup materials. *Bioinspiration and Biomimetics*, 11(5). <https://doi.org/10.1088/1748-3190/11/5/056003>
- Zhang, T., Zheng, Y., & Cosgrove, D. J. (2016). Spatial organization of cellulose microfibrils and matrix polysaccharides in primary plant cell walls as imaged by multichannel atomic force microscopy. *Plant Journal*, 85(2), 179–192. <https://doi.org/10.1111/tpj.13102>

ANEXO

Anexo 1.

Hoja de E. crassipes colocada para caracterizar la morfología



Anexo 2.

Disposición para obtener las fotografías de las gotas.



Anexo 3.

Fotografía de la gota de agua en el programa Imagen J.



Anexo 4.

Parámetros de la rugosidad obtenidos a partir de las imágenes de topografía.

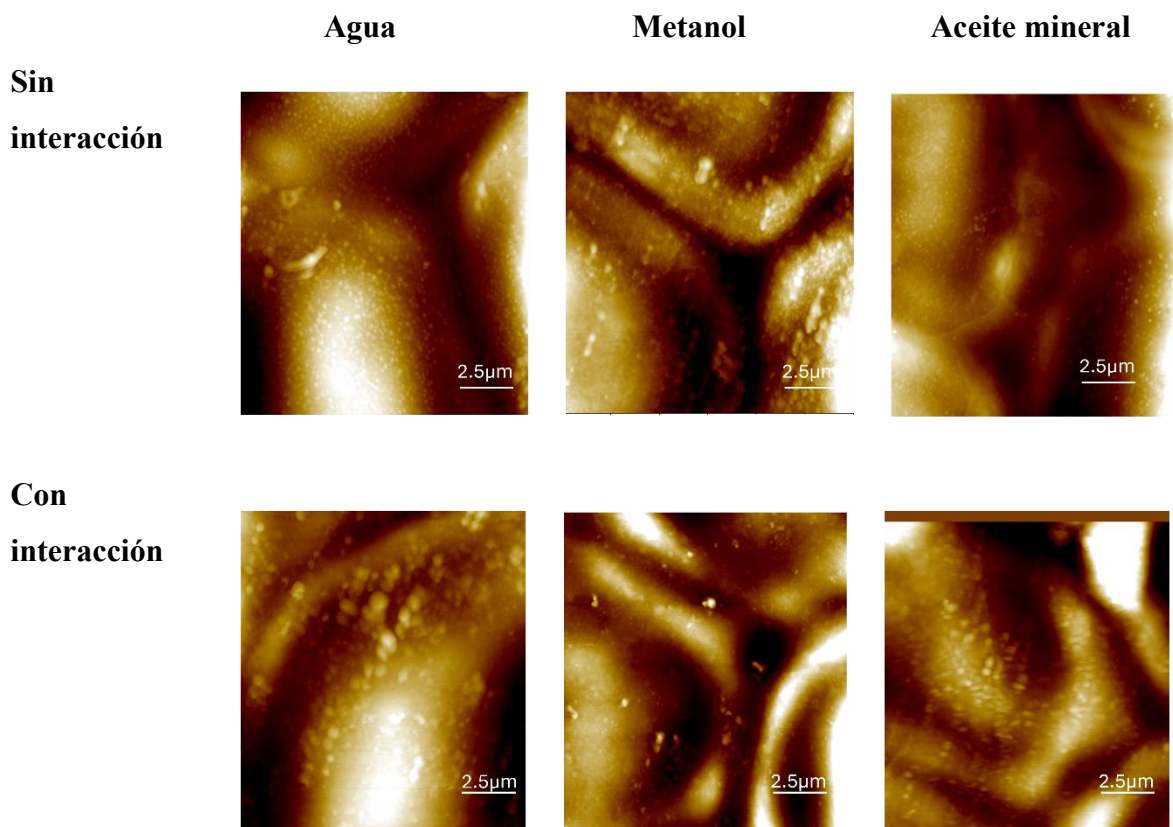
Parámetros	Sin agua	Con agua	Sin metanol	Con metanol	Sin aceite mineral	Con aceite mineral
Sq(μm)	0,1779	0,1747	0,1302	0,0735	0,1118	0,0877
Sa (μm)	0,1384	0,1421	0,1039	0,0588	0,0926	0,0642
Ssk	-0,2163	-0,1397	0,0246	0,43	0,4952	0,4391
Sku	2,8891	3,0285	3,0346	3,5653	2,8645	4,7732
Sz (μm)	1,0501	1,096	0,9234	0,5237	0,6698	0,6579

Nota. En el caso del agua, los valores de Sa y Sq mostraron variaciones mínimas respecto a la superficie sin tratamiento, mientras que Sz presentó un ligero incremento. Estos resultados indican que la rugosidad y la amplitud topográfica se mantuvieron constantes. El valor de Ssk aumentó, permaneciendo negativo, lo que sugiere una menor prevalencia de valles en comparación con la superficie original. Por su parte, Sku aumentó ligeramente en la

distribución de alturas. La interacción con metanol generó una disminución evidente en Sa, Sq y Sz, evidenciando una reducción de la rugosidad superficial y de la amplitud topográfica. Además, Ssk aumentó, indicando una mayor prevalencia de picos en la distribución de alturas. El incremento de Sku sugiere una distribución notable en valores de altura. En presencia de aceite mineral también se observó una disminución de Sa, Sq y Sz, lo que indica una superficie más homogénea después de interactuar con el líquido. El parámetro Ssk se mantuvo positivo, aunque disminuyó ligeramente, indica que los picos prevalecen sobre los valles. Por otra parte, Sku presentó el mayor incremento, lo que indica características topográficas extremas.

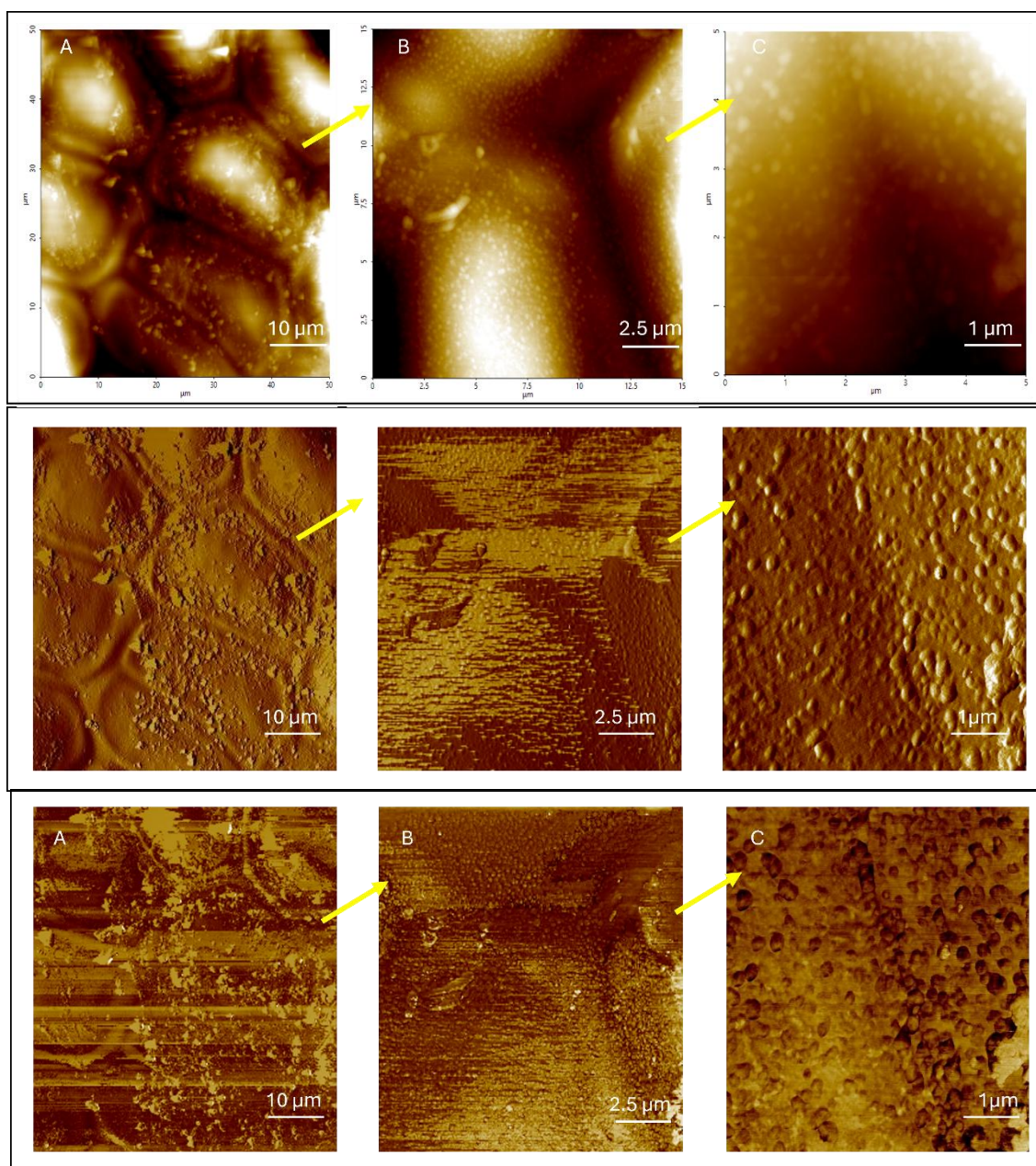
Anexo 5.

Imágenes de la superficie foliar de E. crassipes, en interacción con distintos líquidos.



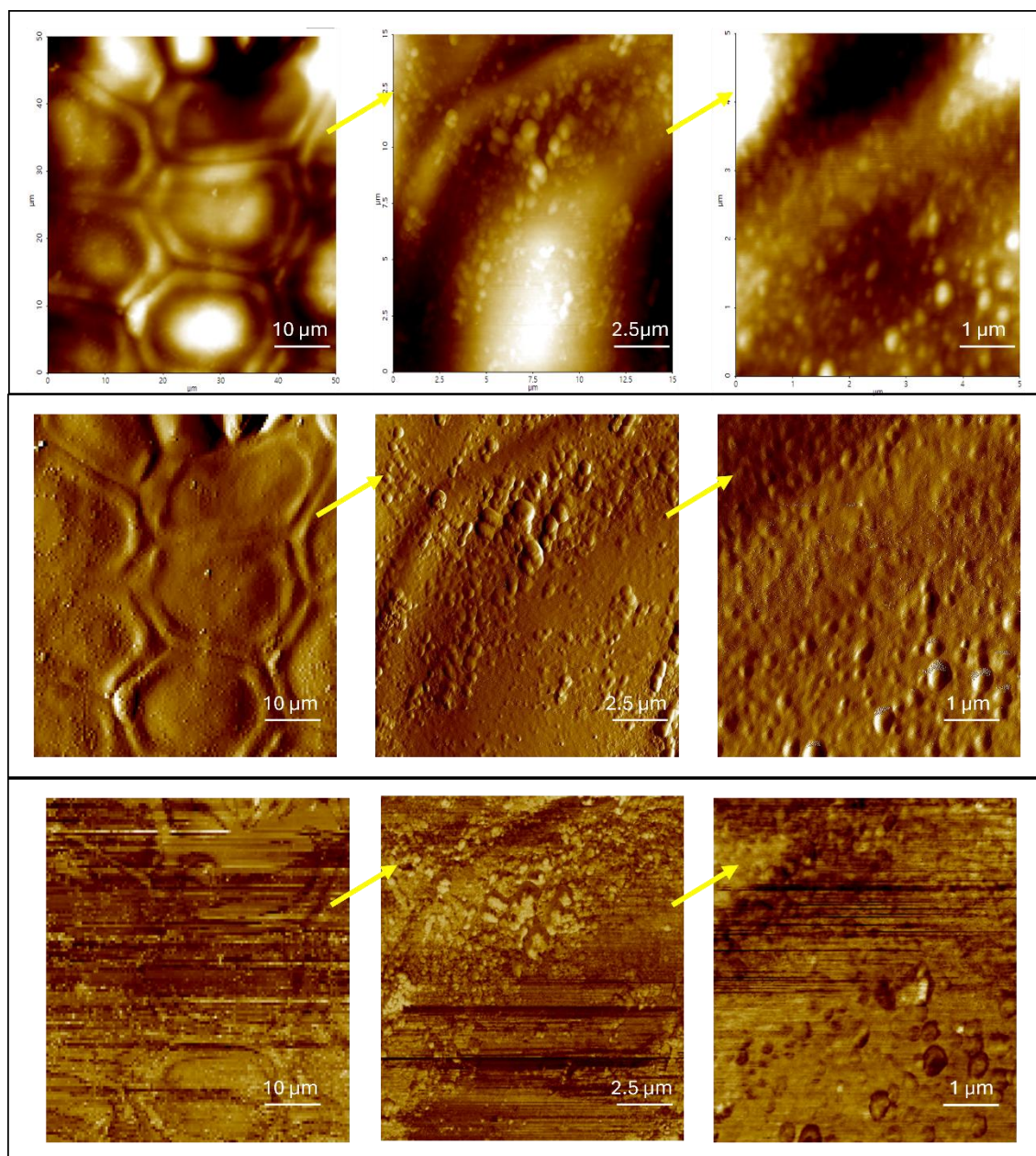
Anexo 6.

Imágenes de topografía, fase y amplitud de la superficie foliar de E. crassipes, sin la interacción con agua.



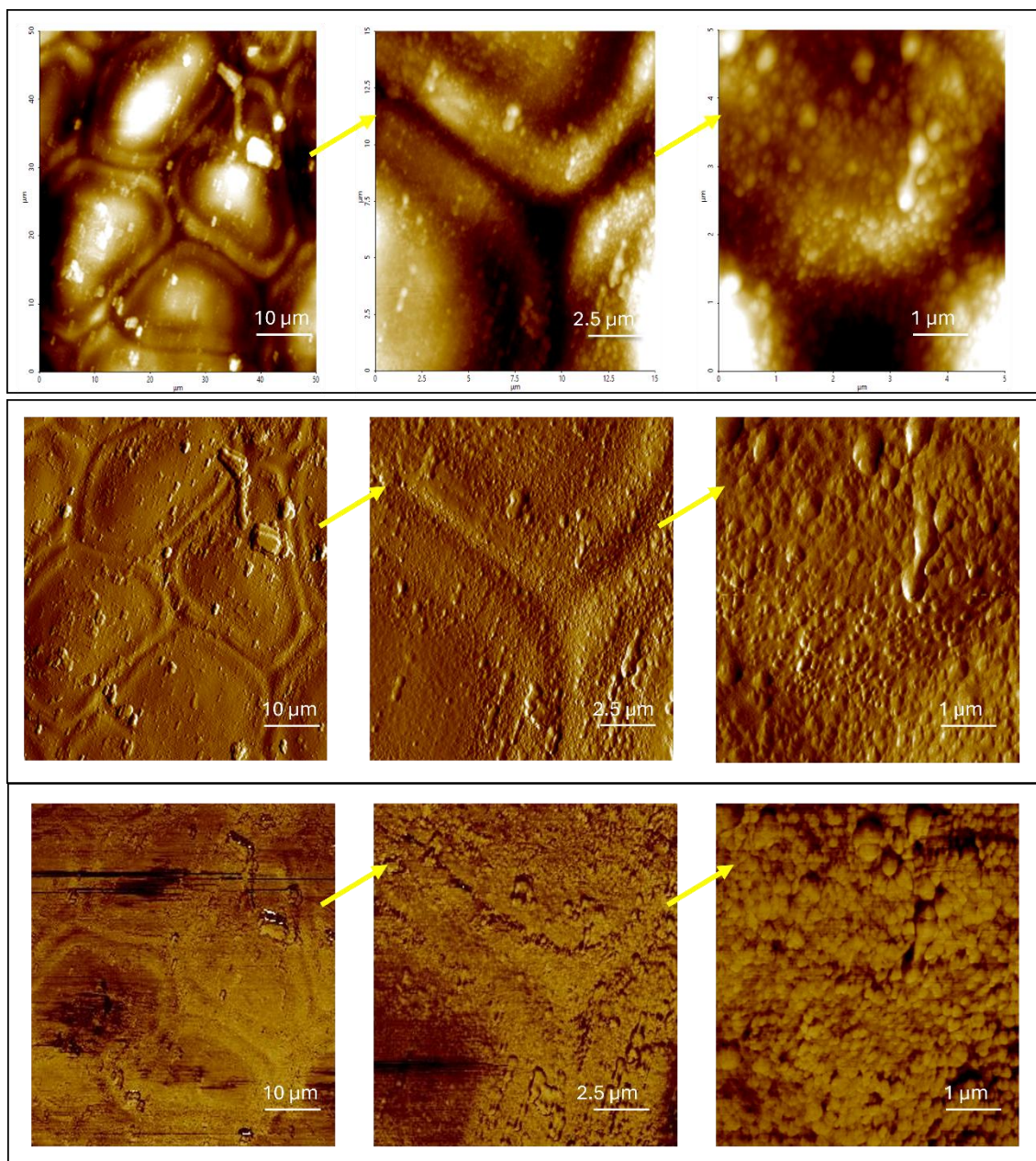
Anexo 7.

Imágenes de topografía, fase y amplitud de la superficie foliar de E. crassipes, con la interacción con agua.



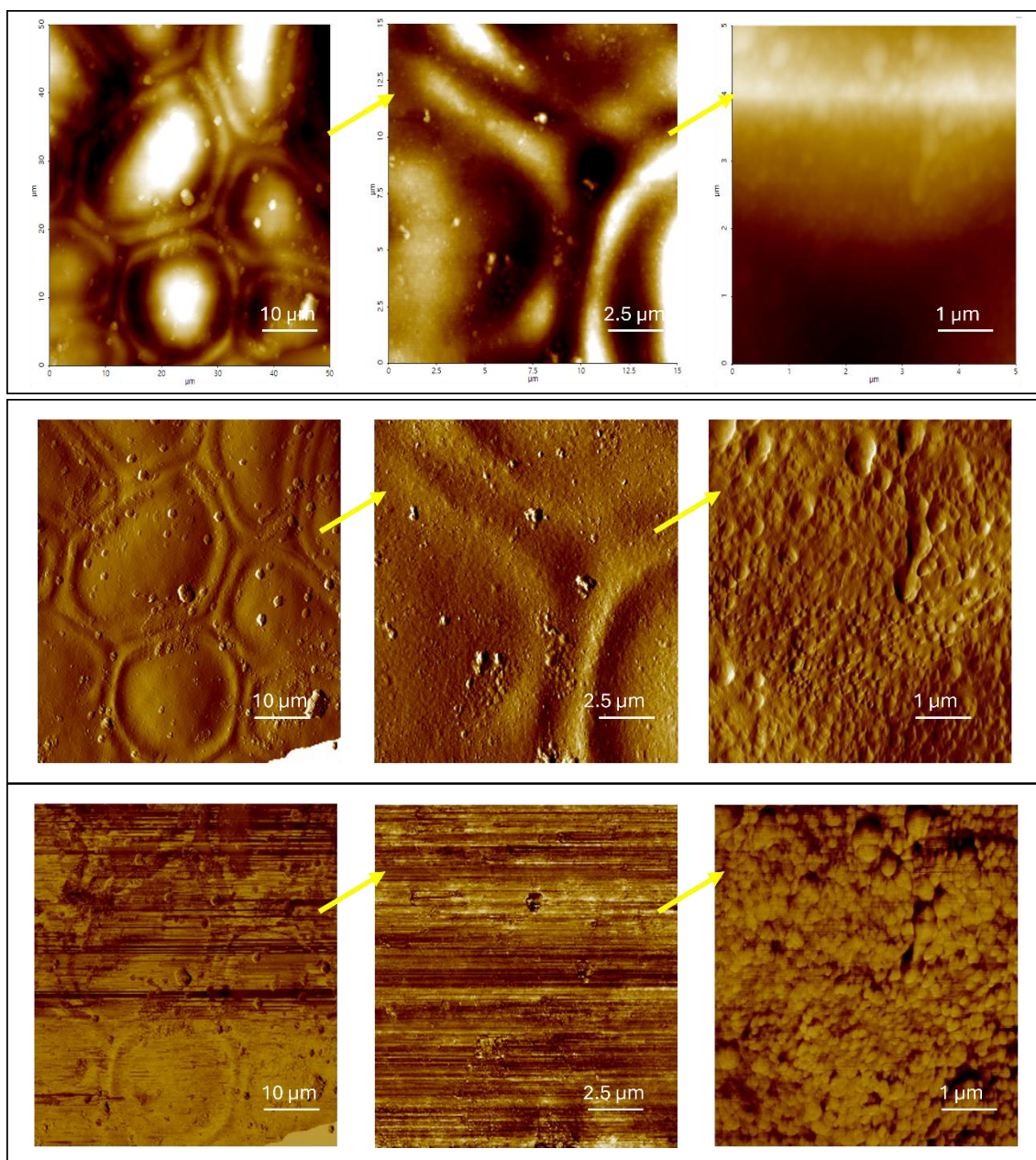
Anexo 8.

Imágenes de topografía, amplitud y fase de la superficie foliar de E. crassipes, sin la interacción con metanol.



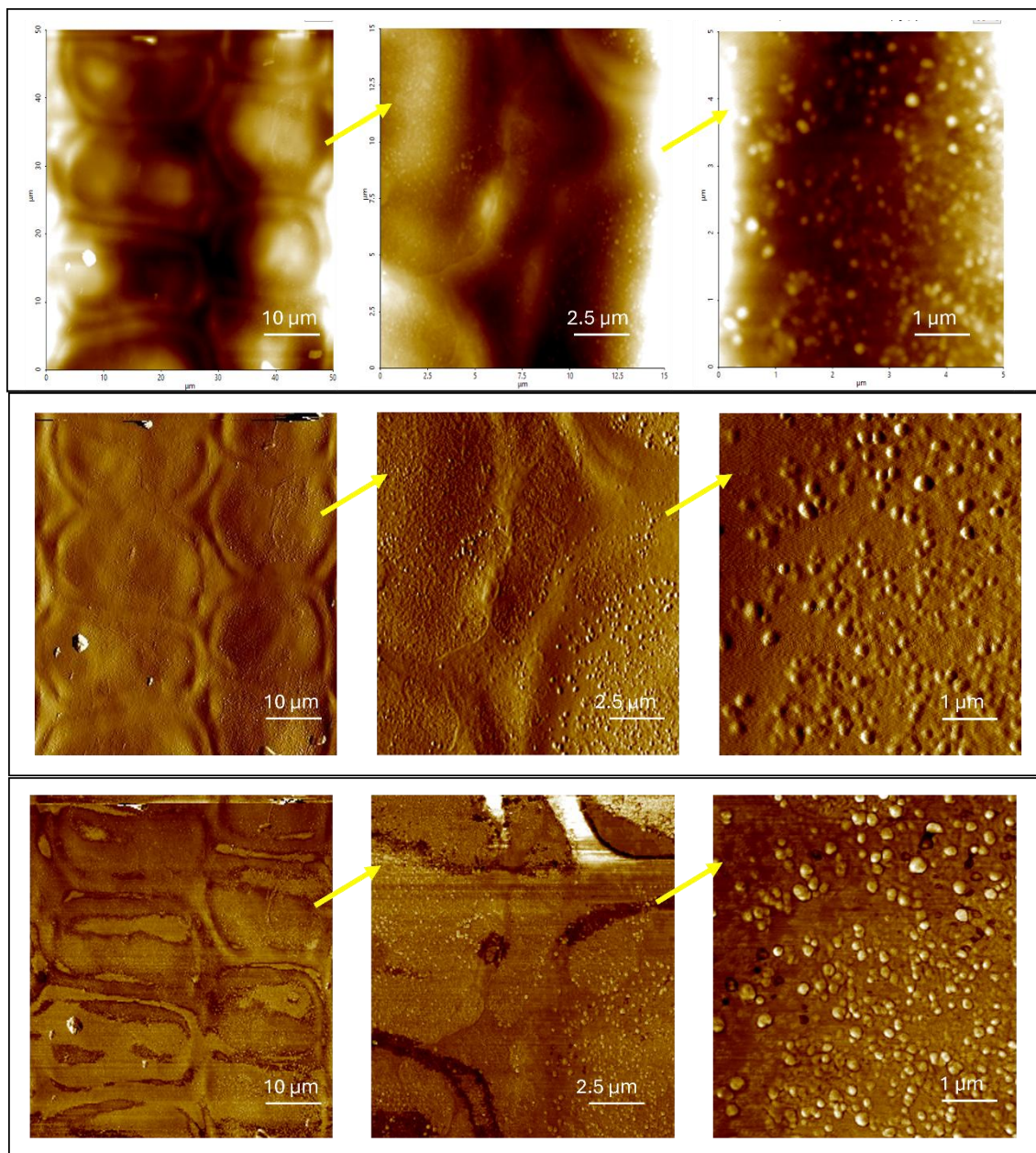
Anexo 9.

Imágenes de topografía, amplitud y fase de la superficie foliar de E. crassipes, con la interacción con metanol.



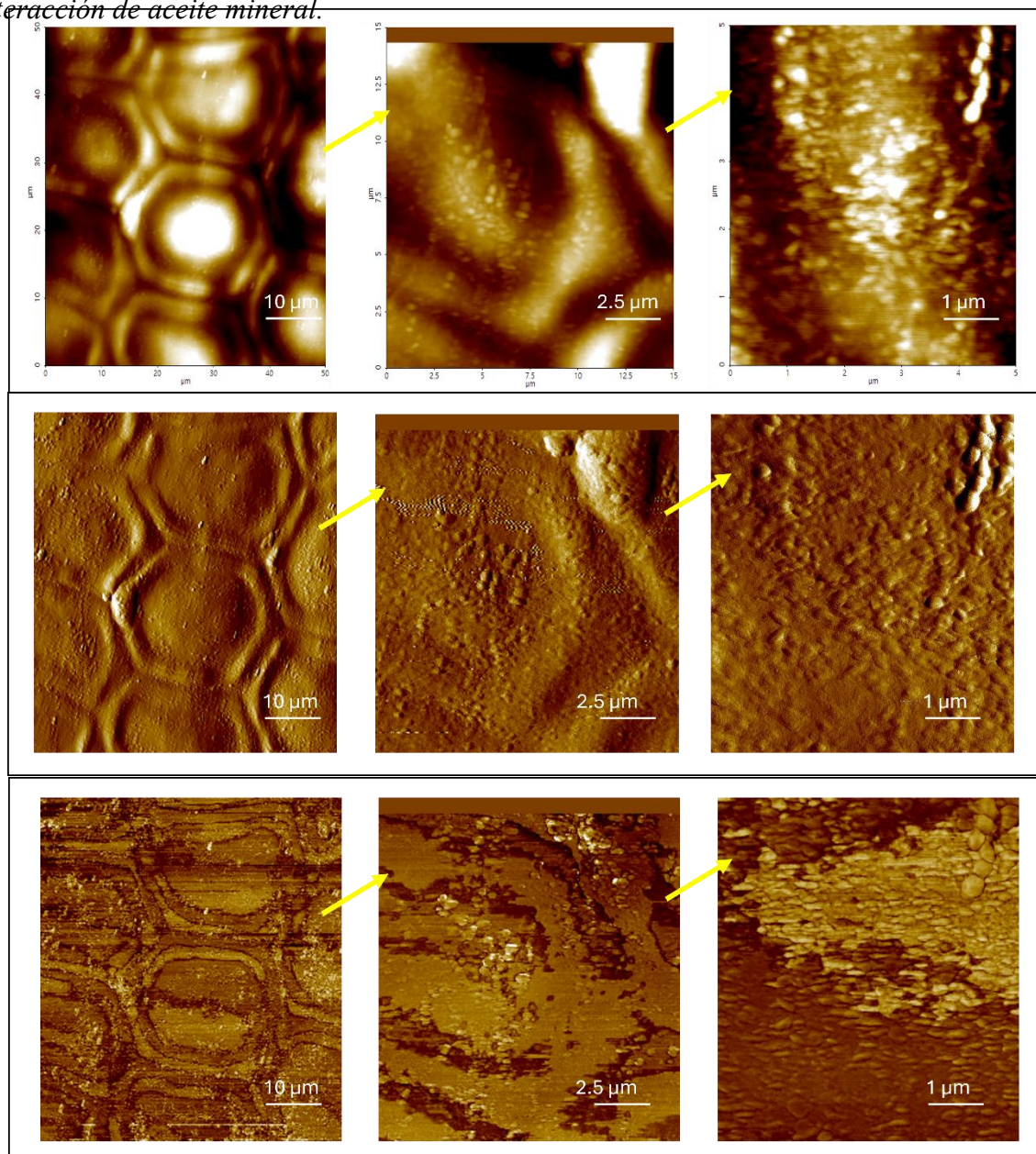
Anexo 10.

Imágenes de topografía, amplitud y fase de la superficie foliar de E. crassipes, sin la interacción de aceite mineral.



Anexo 11.

Imágenes de topografía, amplitud y fase de la superficie foliar de E. crassipes, con la interacción de aceite mineral.



Anexo 12.

Factura de la compra de *E. crassipes*.



R.U.C.: 1704263423001

FACTURA

No. 001-100-000005445

NÚMERO DE AUTORIZACIÓN
0104202601170426342300120011000000054451234567816

FECHA DE AUTORIZACIÓN
01/04/2026 09:24:57

AMBIENTE: PRODUCCION

EMISIÓN: NORMAL

CLAVE DE ACCESO



0104202601170426342300120011000000054451234567816

LAMIÑA TIPAN ALFONSO MARIA

CONTRIBUYENTE REGIMEN GENERAL CALIFICACION ARTESANAL 084377

Dirección Matriz: QUISQUIS S/N Y MARIANO CRUZ TIPAN

Dirección Establecimiento: QUISQUIS S/N Y MARIANO CRUZ TIPAN

Contribuyente Especial Nro:

OBLIGADO A LLEVAR CONTABILIDAD: NO

Razón Social / Nombres y Apellidos: Jennifer Tigselema

Fecha Emisión: 01/04/2026

Guía Remisión:

Identificación: 1850345065

Cod. Principal	Cod. Auxiliar	Descripción	Cant	Precio Unitario	Descuento	Total Sin Impuestos
005		Jacinto de agua (elchhomia crassipes)	2.000	1.000	0.00	2.00

Información Adicional

Dirección: Ambato

Teléfono: 0992893950

Email: jennitigselema2002@gmail.com

Forma Pago	Valor
OTROS CON UTILIZACION DEL SISTEMA FINANCIERO	2.00

SUBTOTAL 15%	0.00
SUBTOTAL 5%	0.00
SUBTOTAL 0%	2.00
SUBTOTAL no objeto de	0.00
SUBTOTAL exento de IVA	0.00
SUBTOTAL SIN IMPUESTOS	2.00
TOTAL Descuento	0.00
IVA 15%	0.00
IVA 5%	0.00
IMPORTE TOTAL	2.00