



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

SIP-30

DIRECCIÓN DE POSGRADO

INSTRUCTIVO para el correcto llenado del formato SIP-30,
Registro o Actualización de Unidades de Aprendizaje (UAP)

El formato SIP-30 es un formulario PDF interactivo, el cual puede ser completado en forma electrónica con un lector de archivos PDF (Adobe Reader 9 o superior). Para facilitar la identificación de los campos del formulario, haga clic en el botón Resaltar campos existentes, en la barra de mensajes del documento. Si lo prefiere, puede imprimir el formato y completarlo a máquina de escribir o a mano.

El nombre de los campos y las áreas designadas para requisitar la información son autoexplicativos; sin embargo se tienen instrucciones específicas para campos de interés especial:

CAMPO	INSTRUCCIONES																		
1.5 Número de semanas por semestre del programa	Es el número de semanas lectivas efectivas al semestre, indicadas en el acuerdo de creación del programa académico o en alguna actualización posterior del programa. En caso de haber tenido una actualización en este sentido, la misma deberá haber sido presentada y avalada en reunión del Colegio de Profesores de la Unidad Académica, además de haber sido aprobada por la SIP. El rango de semanas lectivas al semestre es mínimo 15 y máximo 18.																		
1.7 Tipo de horas	Las unidades de aprendizaje, en cuanto a las horas asignadas, están clasificadas como: Teóricas, Prácticas y Teórico-prácticas. Estas denominaciones son excluyentes, es decir, las unidades de aprendizaje solo pueden ser de un solo tipo, no pueden tener horas combinadas.																		
1.8 Número de horas - semana	Es el número de horas asignadas para ser impartida la Unidad de Aprendizaje a la semana.																		
1.8 Total de horas al semestre	Es el número de horas totales a impartir de la Unidad de Aprendizaje al semestre. Se calcula multiplicando el campo 1.5 (Número de semanas) por el campo 1.8 (Número de horas-semana)																		
1.9 Créditos (Reglamento de Estudios de Posgrado 2017) Este campo se calcula automáticamente cuando el formato se requisita electrónicamente	<p style="text-align: center;">FÓRMULA DE CÁLCULO</p> <table border="1" style="width: 100%; border-collapse: collapse; margin: 10px auto;"> <thead> <tr> <th style="width: 30%;">Tipo de Curso</th> <th style="width: 35%;">Criterio</th> <th style="width: 35%;">Créditos</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>Teórico</td> <td>16 hrs. = 1 crédito</td> <td>(horas totales / 16)</td> </tr> <tr> <td>Teórico-práctico</td> <td>16 hrs. = 1 crédito</td> <td>(horas totales / 16)</td> </tr> <tr> <td>Práctico</td> <td>16 hrs. = 1 crédito</td> <td>(horas totales / 16)</td> </tr> <tr> <td>Seminario</td> <td>16 hrs. = 1 crédito</td> <td>(horas totales / 16)</td> </tr> <tr> <td>Estancia especial de aprendizaje</td> <td>16 hrs. = 1 crédito</td> <td>(horas totales / 16)</td> </tr> </tbody> </table> <p style="text-align: right; margin-top: 10px;">No deben asignarse fracciones, los créditos deben redondearse.</p>	Tipo de Curso	Criterio	Créditos	Teórico	16 hrs. = 1 crédito	(horas totales / 16)	Teórico-práctico	16 hrs. = 1 crédito	(horas totales / 16)	Práctico	16 hrs. = 1 crédito	(horas totales / 16)	Seminario	16 hrs. = 1 crédito	(horas totales / 16)	Estancia especial de aprendizaje	16 hrs. = 1 crédito	(horas totales / 16)
Tipo de Curso	Criterio	Créditos																	
Teórico	16 hrs. = 1 crédito	(horas totales / 16)																	
Teórico-práctico	16 hrs. = 1 crédito	(horas totales / 16)																	
Práctico	16 hrs. = 1 crédito	(horas totales / 16)																	
Seminario	16 hrs. = 1 crédito	(horas totales / 16)																	
Estancia especial de aprendizaje	16 hrs. = 1 crédito	(horas totales / 16)																	
3.2 Temario	Debe organizarse por temas y subtemas, indicando la dedicación de horas en la segunda columna. La suma de horas debe coincidir con las horas indicadas en el campo (1.6) y deberá indicarse al final del desglose del temario.																		

El formato SIP-30 deberá estar firmado por el Director o Jefe de la Sección de Estudios de Posgrado e Investigación de la Unidad Académica. La ausencia de dicha firma invalida la solicitud.

Para Mayor información Consultar las siguientes páginas WEB:

<http://www.ipn.mx/normatividad/Paginas/reglamentos.aspx>
<http://www.ipn.mx/CCS/Gacetas/Paginas/inicio.aspx>



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

SIP-30

DIRECCIÓN DE POSGRADO

FORMATO GUÍA PARA REGISTRO DE UNIDADES DE APRENDIZAJE (UAP)
- NUEVAS O ACTUALIZACIÓN -

Tipo de solicitud

Nueva UAP

Actualización

UNIDAD ACADÉMICA

I. DATOS DEL PROGRAMA Y DE LA UAP

1.1 NOMBRE DEL PROGRAMA:

1.2 COORDINADOR DEL PROGRAMA:

1.3 NOMBRE DE LA UAP:

1.4 CLAVE:

(Para ser llenado por la SIP)

1.5 NÚMERO DE SEMANAS POR SEMESTRE DEL PROGRAMA:

1.6 TIPO DE UAP:

OBLIGATORIA

OPTATIVA

1.7 TIPO DE HORAS:

TEORÍA

PRÁCTICA

TEORICO - PRÁCTICA

SEMINARIO

ESTANCIA
ESPECIAL DE
APRENDIZAJE

1.8 NÚMERO DE HORAS - SEMANA:

TOTAL DE HORAS AL SEMESTRE:

1.9 CRÉDITOS (Reglamento de Estudios de Posgrado 2017):

1.10 FECHA DE ELABORACIÓN DEL PROGRAMA DE LA UAP:

DD MM AAAA

1.11 SESIÓN DEL COLEGIO DE PROFESORES EN QUE SE ACORDÓ
LA IMPLANTACIÓN DE LA ASIGNATURA:

FECHA:

DD MM AAAA



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO
DIRECCIÓN DE POSGRADO

SIP-30

II. DATOS DEL PERSONAL ACADÉMICO A CARGO DEL DISEÑO O ACTUALIZACIÓN DE LA UAP

2.1 COORD. DEL DISEÑO O ACTUALIZACIÓN DE LA UAP:

CLAVE:

2.2 PROFESORES PARTICIPANTES EN EL DISEÑO O ACTUALIZACIÓN DE LA UAP: (MÁXIMO 4)

CLAVE:

CLAVE:

CLAVE:

CLAVE:

III. DESCRIPCIÓN DEL CONTENIDO DEL PROGRAMA DE LA UAP

3.1 OBJETIVO GENERAL:

3.2 COMPETENCIAS DEL PERFIL DE EGRESO A LAS QUE CONTRIBUYE:



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARIA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO
DIRECCIÓN DE POSGRADO

SIP-30

3.4 REFERENCIAS DOCUMENTALES:

A large, empty rectangular box with rounded corners and a thin green border, intended for listing document references.

3.5 PROCEDIMIENTOS O INSTRUMENTOS DE EVALUACIÓN A UTILIZAR:

A large, empty rectangular box with rounded corners and a thin green border, intended for describing evaluation procedures or instruments.

BIOTECNOLOGÍA AGRÍCOLA

ANEXO: PRACTICAS DE LABORATORIO

Práctica 1. Determinación de la actividad enzimática de la α -amilasa salival

Introducción

La α -amilasa es una enzima que se encuentra en la saliva humana y cataliza la degradación del almidón, que es un polisacárido de reserva vegetal. El almidón está formado por dos tipos de moléculas: la amilosa y la amilopectina, ambos polisacáridos de glucosa. La amilosa se conforma por cadenas lineales de glucosas unidas por enlaces α -(1-4), mientras que la amilopectina tiene, además de estos enlaces, uniones α -(1-6), formando cadenas ramificadas. La α -amilasa rompe uniones α -(1-4), tanto en la amilosa como en la amilopectina, dejando dextrinas lineales y ramificadas (oligosacáridos) como productos.

Para medir la actividad enzimática de la α -amilasa, se utilizará un test colorimétrico que detecta el almidón. Para ello se contará con una solución de yodo/ yoduro de potasio (I_2 / IK), ya que el almidón en presencia de esta solución adquiere una coloración azulada característica. Esto tiene una explicación física: el yodo se coloca en el interior de la hélice que forma la amilosa (en las regiones hidrofóbicas), formando un complejo de color azul.

Cuando la α -amilasa actúa, degrada la amilosa, se desintegra la hélice y por tanto en presencia de I_2 / IK ya no dará una coloración azul.

Por lo tanto, en este TP mediremos la desaparición de sustrato (evidenciada por el test colorimétrico) para determinar la actividad de la enzima. Además, analizaremos cómo afectan las distintas condiciones en que actúa la enzima (pH, temperatura, concentración de NaCl), así como los efectos que pueden causar diferentes pretratamientos (proteínasa, calor).

La dilución óptima nos indicará cuánto debemos diluir la saliva para que se logre el efecto cromático dentro del rango propuesto (2-8 minutos).

Objetivo

Demostrar la actividad catalítica de la amilasa salival, determinando:

- a) La presencia del almidón no transformado (sustrato residual)
- b) La presencia de carbohidratos reductores (productos de la reacción)

Materiales y métodos

En un vaso de precipitado se toma una muestra de saliva de un integrante del grupo. El vaso se coloca en un recipiente con hielo, a fin de disminuir la energía cinética de las moléculas, reduciendo las interacciones químicas entre los compuestos presentes en la saliva, las cuales pudieran afectar el funcionamiento de la enzima.

Se determina el pH de la muestra de saliva recolectada, ya sea mediante un papel indicador de pH o bien, mediante un potenciómetro previamente calibrado. Desde aquí, el trabajo se divide en dos partes: una para determinar la dilución óptima y el tiempo de referencia y la otra, modificando una de las condiciones experimentales.

Determinación de la dilución óptima

En un tubo de ensaye se toma 1 ml de saliva de la muestra del vaso de precipitados y se diluye con 9 ml de agua destilada, obteniendo una dilución 1/10. Luego se mezcló por inversión, evitando que la solución adquiriera energía cinética y se produzca la desnaturalización de la enzima de nuestro interés, el tubo se lo coloca en hielo, por la misma razón antes expuesta.

Se preparó una gradilla con 15 tubos de ensaye, conteniendo cada uno 5 ml de agua destilada y una gota de una solución de coloración amarilla de I_2/KI 0,01M, que se mezcló por agitación para obtener una solución homogénea. De una solución de almidón 1% p/v que se encuentra a una temperatura de 37°C, se extraen 6 gotas con pipeta Pasteur y se colocan en un tubo 0 de la gradilla, mezclándolo por inversión y obteniendo un color azul característico del complejo Iodo-almidón.

Posteriormente en el tubo con almidón se adiciona 1 ml de la dilución 1/10 de la saliva (que contiene la α -amilasa) y en ese instante se inicia el conteo del tiempo de reacción. A los 30 segundos, se retiraron 6 gotas de esta solución a 37°C donde debía ocurrir la reacción y se las agregó al tubo 1 de la gradilla. Este procedimiento se repite cada 30 segundos para los siguientes tubos hasta que la muestra adquiriera un color parduzco, sin embargo, ya en el tubo 1, al mezclarlo por inversión con un tapón de goma, se obtuvo una coloración parda. Como el efecto acromático explicado en la introducción se había dado antes de los 2 minutos, era evidente que la dilución 1/10 no era la óptima, razón por la cual se procede a preparar una nueva dilución de la saliva, la cual se recomienda que sea de 1/50.

Para obtener esta dilución, se tomó 1 ml de la 1/10 de saliva y se la colocó en un tubo de ensayos con 4 ml de agua destilada, mezclándolo por inversión. Se repitió el procedimiento anterior de la medición de la reacción enzimática y de esta manera se determinó el tiempo de referencia para la dilución 1/50, que será la dilución óptima.

Efecto del NaCl en la actividad enzimática de la α -amilasa salival.

Para realizar esta parte, se trabajó con una dilución de saliva al doble de la dilución óptima (es decir, 1/100 de saliva). Se colocan 0.5 ml de la muestra de saliva diluida 1/50 y se mezclan por inversión con 0.5 ml de NaCl 0.1 M.

Se repite el procedimiento realizado en la primera parte y se determina el tiempo en el que se logra el efecto acromático para la saliva diluida con NaCl. No obstante, este tiempo no se puede comparar con la dilución 1/50 de la saliva puesto que se trata de diluciones de saliva distintas. Por lo tanto, se elaboró una medición control (con el mismo procedimiento anterior pero partiendo de una dilución 1/100 de saliva en agua destilada sin NaCl). Para la medición control se trabaja con 17 tubos.

Efecto de la temperatura en la actividad enzimática de la α -amilasa salival.

Repetir el procedimiento descrito en la primera parte, pero ahora colocando la serie de tubos en un baño maría que se encuentra a 55°C y otra serie de tubos que se encuentra a temperatura ambiente $\approx 25^\circ C$.

Efecto del pH en la actividad enzimática de la α -amilasa salival.

Repetir el procedimiento descrito en la primera parte, pero ahora ajustando el pH de la solución de almidón a valores de pH de 4 y de 10; ya sea mediante la adición de HCl 0.1M, o bien, mediante NaOH 0.1M.

INFORME
Resultados

Discusión
Conclusiones

Bibliografía recomendada

Whitaker, J. R., (2004). Principles of enzymology for the food sciences. Second edition. Marcel Dekker, Inc. New York, U. S. A.

René Scriban (1985). Biotecnología. Editorial El Manual Moderno, México, D.F.

Bernard Atkinson y Freda Mavituna (1991). Biochemical Engineering and Biotechnology Handbook. MacMillan Publishers LTD. 2ª Edición. England.

Albert L. Lehninger, David Lee Nelson, Michael M. Cox (2004). Principles of Biochemistry. W. H. Freeman. 4ª Edition. USA.

Práctica 2. Cultivo de tejidos

Introducción

Pierik (1987) define cultivo *in vitro* de plantas superiores como: El cultivo en medio nutritivo, bajo condiciones estériles, de plantas, semillas, embriones, órganos, explantos, tejidos, células y protoplastos de plantas superiores.

El término cultivo *in vitro* es un término muy genérico que se refiere más bien a la metodología usada que al propio objetivo de ese método. En sentido estricto, *in vitro* quiere decir "dentro de vidrio", es decir, el cultivo de plantas o de alguna de sus partes (pero también de células y tejidos animales) dentro de recipientes de vidrio en condiciones de ambiente controlado.

El avance alcanzado por las ciencias biológicas ha permitido en los últimos años el estudio detallado de las plantas tanto a nivel celular como molecular, y en condiciones de laboratorio es posible actualmente reproducir todos los factores que puedan incidir en el crecimiento y desarrollo de las plantas. Este principio general se aplica también al cultivo *in vitro* de plantas. Haberlandt, postuló a principios del siglo pasado que las plantas eran capaces de reproducir su crecimiento a partir de células aisladas, originando la hipótesis de la totipotencia celular en plantas. Sin embargo, este investigador no pudo demostrar en forma práctica su hipótesis, debido a que la mayoría de los componentes complejos que integran los medios de cultivo actuales todavía no habían sido descubiertos. Sería recién en la década del 50 cuando se determina la importancia del balance hormonal en las plantas, con el descubrimiento de las hormonas vegetales más usadas en la actualidad.

Los explantes son de diversa naturaleza, pueden ser porciones de tejido, células sueltas, protoplastos, esporas, granos de polen o semillas (Fossard 1999). El tipo de explante a usarse en los procesos de micropropagación depende de la especie con la que se esté trabajando y de los objetivos que se persigan. Explantes como los meristemas apicales y las yemas axilares son genéticamente muy estables, este tipo de explantes sirve para reproducir múltiples clones de una forma o variedad con características especiales que se desea mantener en el cultivo. Otros explantes como las yemas adventicias son más bien genéticamente inestables y producen un alto grado de variabilidad en los clones, este procedimiento no es útil para la producción de plántulas con una determinada característica de cultivo, pero si lo es para el fitomejoramiento, ya que mediante esta variación semi-natural, es posible obtener nuevas líneas de cultivo.

El cultivo de embriones implica el aislamiento de un embrión y su germinación *in vitro*, con el fin de obtener una planta viable, pudiendo tener varias utilidades como el acortamiento del ciclo de mejora, prevención de aborto embrionario, superación de la incompatibilidad, producción de haploides, entre otros (Pierik, 1990). Por otra parte, esta técnica es útil para inducir la germinación de semillas maduras en letargo, superando las restricciones ocasionadas por la cubierta de la semilla o del endospermo (Hartmann y Kester, 1987). El estado de desarrollo en que se encuentren los embriones es de vital importancia, ya que determina los requerimientos necesarios del medio de cultivo a utilizar.

Así, el cultivo de embriones inmaduros normalmente da paso a un proceso de embriogénesis somática continua, en vez de una germinación precoz (Pierik, 1990); en cambio, los embriones maduros son más competentes para dar origen a procesos organogénicos (Hartmann y Kester, 1987).

Objetivo

Conocer las técnicas utilizadas en micropropagación utilizando tejido meristemático para generar plantas nuevas

Materiales y métodos

MEDIO PARA CRECIMIENTO DE PAPA (MS)

	L
MS	4.4 g
AIA	0.05 mg
Km	1.0 mg
B9	10.0 mg
Azúcar o sacarosa	30.0 g
Agar gel cristal	13.0 g
pH	7.0

Preparación

- 1) Mezclar la sacarosa y el medio MS y regular el pH. Posteriormente dejar hidratar durante 10 min con el agar y posteriormente fundir en el horno de microondas.
- 2) En la campana de flujo laminar en condiciones estériles agregar al medio el ácido indolacético, la citocinina y el B9.
- 3) Vaciar en cada frasco 30ml del medio, sellando con plástico dejando gelificar a temperatura ambiente.

Propagación de papa alpha

- 1) Obtener explantes a partir de tallos jóvenes de plantas de papa
- 2) Desinfectar el tejido con cloramina T, alcohol al 70%, hipoclorito de sodio al 10%, se utilizó leche estéril como amortiguador, y finalmente dar dos enjuagues de 10 s cada uno con agua destilada estéril.
- 3) Con ayuda de unas pinzas de disección, bisturí y o tijeras previamente flameadas con alcohol al 96 %, realizar cortes de tallo de las plantas de papa, dejando por cada trozo una yema
- 4) Colocar de 6 a 8 trozos por frasco con medio MS en forma perpendicular al medio de cultivo y respetando la polaridad de la planta
- 5) Los tejidos se trasladaron a una cámara de incubación a una temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$.
- 6) Se obtendrán plantas en 3 semanas, subcultivar nuevamente aplicando la misma técnica hasta tener plantas suficientes para los experimentos. No dejar en los frascos las plantas logradas por más de 4 semanas.

Colocar los cultivos en una cámara de incubación a una temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$.

Bibliografía recomendada

Fossard, R. 1999. *Notes on Tissue Culture*. Xarma Pty. Ltd., Queensland.

Hartmann, H., D. Kester. *Propagación de plantas: principios y prácticas*. México: Editorial continental. 1987. 760 p.

Pierik, R. L. M. *Cultivo in vitro de las plantas superiores*. Madrid: Editorial Multiprensa. 1990. 326 p.

Práctica 3. Efecto de la aplicación de bioestimuladores sobre el desarrollo de tomate.

Introducción

En respuesta a la necesidad de generar cultivos limpios a través de prácticas agrícolas que disminuyan el deterioro ambiental, se ha venido implementado el uso de los microorganismos benéficos del suelo que pueden estimular el crecimiento vegetal y controlar fitopatógenos, tal es el caso de las bacterias promotoras del crecimiento vegetal (BPCV). Los géneros de BPCV más estudiados son *Pseudomonas*, *Azotobacter*, *Azospirillum*, *Bacillus*, entre otros. El desarrollo de productos biológicos a base de estas bacterias, se ha convertido en una de las alternativas más prometedoras dentro del contexto agrícola mundial para disminuir la aplicación de agroquímicos sin detrimento del rendimiento y calidad. Durante las etapas tempranas de desarrollo de dichos productos, la efectividad de las cepas bacterianas debe ser evaluada en ensayos de invernadero para seleccionar aquellas con mayor potencial de aplicación en campo.

Objetivo

Determinar la capacidad promotora de crecimiento de bacterias del género *Pseudomonas fluorescens* en plántulas de tomate bajo condiciones de invernadero.

Materiales y métodos

Material biológico

Semillas de tomate (*Solanum lycopersicum*)

Cepa de colección de *Pseudomonas fluorescens*

Materiales

Hipoclorito de sodio

Agua destilada estéril

Medio infusión de papa (250 ml)

2 vasos de precimitados (250 ml)

2 charolas de germinación (90 cavidades)

Peat moss estéril

Vortex

Agitador orbital

Campana de flujo laminar

Espectrofotómetro

Procedimiento

Preparación de inóculo

1. Sembrar las cepas en medio infusión de papa. Incubar por 48 horas a temperatura ambiente en agitación orbital.
2. Estandarizar el inóculo a una absorbancia de 0,5 a 540nm (10^9 UFM mL⁻¹).

Experimento

3. Desinfectar las semillas de tomate con una solución de hipoclorito de sodio al 1% (2 min).
4. Enjuagar con agua destilada estéril agitando vigorosamente con vortex.
5. Humedecer el peat moss y llenar las charolas de germinación.
6. Embeber 45 semillas previamente esterilizadas en el inóculo (*Pseudomonas fluorescens*) durante 5 min.
7. Sembrar 45 semillas desinfectadas sin inóculo (una por cavidad) utilizando la mitad de la charola de germinación (tratamiento control).

8. Sembrar 45 semillas previamente embebidas en el inóculo (una por cavidad) utilizando la otra mitad de la charola de germinación (tratamiento inoculado).
9. Regar cada tercer día y aplicar solución fertilizante una vez por semana).

Evaluación

1. Medir la altura de 20 plantas seleccionadas al azar, a los 7, 15, 21 y 30 días.
2. Una vez transcurridos los 30 días, retirar 20 plantas por tratamiento de la charola y lavar cuidadosamente la raíz.
3. Medir la longitud del tallo.
4. Medir la longitud de la raíz.
5. Determinar el peso fresco de la parte aérea de la planta y de la raíz.
6. Colocar las plántulas en bolsas de papel estraza y secar en horno de circulación forzada a 80°C por 48 h. Determinar el peso seco de la parte aérea de la planta y de la raíz.
7. Registrar todas las mediciones y analizar estadísticamente.

MEDIO INFUSIÓN DE PAPA

	g/L
Tubérculo de papa	200
D glucosa	10

Preparación

Hervir 200 g de papa cortada en trozos en un litro de agua durante 20 minutos. Posteriormente filtrar con ayuda de un embudo y algodón y aforar a 1 litro. Esterilizar.

El procedimiento original sugiere el uso de 10 g de dextrosa o glucosa (azúcar) sin embargo la experiencia en el laboratorio indica que las bacterias crecen bien aun si adicionar ésta.

Bibliografía recomendada

BELIMOV A.A., DODD I.C., HONTZEAS N., THEOBALD J.C., SAFRONOVA V.I., DAVIES W.J. 2009. Rhizosphere bacteria containing 1-aminocyclopropane-1-carboxylate deaminase increase yield of plants grown in drying soil via both local and systemic hormone signalling. *New Phytologist*, 181, 413-423.

GLICK B.R., CHENG Z., CZARNY J., DUAN J. 2007. Promotion of plant growth by ACC deaminase-producing soil bacteria. *European Journal of Plant Pathology*, 119, 329-339.

VESSEY, J.K. 2003. Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant and Soil*, 255: 571–586.

DEY, R.; PAL, K.K.; BHATT, D.M. Y CHAUHAN, S.M. 2006. Growth promotion and yield enhancement of peanut (*Arachis hypogaea* L.) by application of plant growth-promoting rhizobacteria. *Microbiological Research*, 159: 371–394

Práctica 4. Fitorremediación de cobre

Introducción

La fitorremediación ha sido definida como el uso de plantas para eliminar o acumular contaminantes peligrosos para el medio ambiente. Esta definición afecta a todas las plantas que, con procesos químicos, biológicos y físicos ayudan a la biorecuperación de sustratos contaminados (Cunningham y Berti, 1993). Podemos distinguir dos tipos diferentes de fitorremediación: “*in planta*” y “*ex planta*”, según se realice la degradación del contaminante dentro de la propia planta o fuera de ella. En el primer caso (*in planta*), la planta absorbe el contaminante y lo incluye dentro de ella, mientras que cuando es “*ex planta*”, dicha degradación se realiza en la zona de la rizosfera, debido a los exudados radicales y a la mayor actividad que existe en la zona (Hutchinson et al., 2001).

Objetivos

- Determinar la capacidad de absorción del ion cúprico (Cu^{2+}) en solución, de dos especies de plantas acuáticas, *Eichhornia crassipens* y *Pistia stratiotes*, utilizando métodos colorimétricos.
- Relacionar los resultados con su aplicación en la fitorremediación de aguas contaminadas.

Materiales y Métodos

- Plantas de *Eichhornia crassipens* (Lirio acuático) y *Pistia stratiotes* (Lechuga de agua).
- Solución madre de sulfato de cobre (II) 0.25 moles por litro (0.5 L)
- Matraces aforados para realizar 3 diluciones consecutivas 1:2 (0.125 moles L, 6.25×10^{-2} moles L, 3.13×10^{-2} moles L). Se necesitarán 0.3 L de cada solución.
- Pipetas
- Balanza analítica
- Agua destilada
- 22 matraces Erlenmeyers de capacidad de 500 ml
- Tapones de algodón o tapones de goma horadados con un tubo tapado con algodón que permita el intercambio de gases, pero evite la entrada de contaminantes del ambiente.
- Espectro de absorción de UV/Vis

Procedimiento

1. Cultivar *Eichhornia crassipens* y *Pistia stratiotes* en una pecera aireada hasta tener una cantidad aproximada de 250 g.
2. Transferir 5 g de planta a los matraces correspondientes (ver tabla 1).
3. Agregar 150 mL de las soluciones de sulfato de cobre (II) según los tratamientos de la Tabla 1, a los matraces conteniendo las plantas (por duplicado). Taparlos con el tapón y colocarlos en lugar donde tengan una buena iluminación.
4. Leer a 660nm para determinar el valor inicial de las soluciones.
5. Dejar las muestras en las mismas condiciones por 10 días y repetir el paso anterior.
6. Recolectar datos por un mes en intervalos de 10 días.
7. Calcular la variación de absorbancia y/o concentración en estos períodos. Construir una tabla con los resultados y a partir de ellos realizar un gráfico para mostrar la variación.

Tabla 1. Tratamientos

No	Concentraciones (moles/L)
1	0.250
2	0.125
3	$6,25 \times 10^{-2}$
4	$3,13 \times 10^{-2}$
5	0 (agua destilada)
6	0 (agua destilada) sin planta

Bibliografía recomendada

- Hutchinson, S.L., Banks, M.K., Schwab, A.P. 2001. Phytoremediation of aged petroleum sludge: Effect of inorganic fertilizers. *Journal Environmental Quality* 30: 1173-1181.
- Glick, B.R. 2003. Phytoremediation: synergistic use of plants and bacteria to clean up the

environment. *Biotechnology Advances* 21:383-393.

Raskin, Ilya; Robert D Smith, David E Salt. 1997. Phytoremediation of metals: using plants to remove pollutants from the environment. *Current Opinion in Biotechnology* 8:221-226.

Salt, D. E.; M Blaylock¹, N. P.B.A. Kumar, V. Dushenkov, B. D. Ensley, I. Chet, I. Raskin. 1995. Phytoremediation: A Novel Strategy for the Removal of Toxic Metals from the Environment Using Plants. *Nature Biotechnology* 13: 468-474.