

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOTECNOLOGÍA



**“EFECTO DE LAS DIFERENTES CONCENTRACIONES DE
ALMIDÓN DE CASCARAS DE PAPA (*Solanum tuberosum L.*),
YUCA (*Manihot esculenta C.*) y CAMOTE (*Ipomoea
batatas*) COMO AGENTE GELIFICANTE EN LA
MICROPROPAGACIÓN *in vitro* DE SEGMENTOS NODALES
DE AGUAYMANTO (*Physalis peruviana L.*)”**

PRESENTADO POR

Bach. ANAHI SOFIA LUNAREJO POLO

Bach. KAREN BERENISSE JIRALDO TORRES

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
LICENCIADO EN BIOTECNOLOGÍA**

Nuevo Chimbote - Perú

2021

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOTECNOLOGÍA



“Efecto de las diferentes concentraciones de almidón de cascara de papa (*Solanum tuberosum*), yuca (*Manihot esculenta*) y camote (*Ipomoea batatas*) como agente gelificante en la micropropagación *in vitro* de Segmentos nodales de aguaymanto (*physalis peruviana l.*)”

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
LICENCIADO EN BIOTECNOLOGÍA

AUTORES:

Bach. ANAHI SOFIA LUNAREJO POLO

Bach. KAREN BERENISSE JIRALDO TORRES

Revisado y Aprobado por el Asesor

MG. ALVA MUÑOZ ETERIO

ASESOR

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOTECNOLOGÍA



“Efecto de las diferentes concentraciones de almidón de cascaras de papa (*Solanum tuberosum*), yuca (*Manihot esculenta*) y camote (*Ipomoea batatas*) como agente gelificante en la micropropagacion *in vitro* de Segmentos nodales de aguaymanto (*physalis peruviana l.*)”

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
LICENCIADO EN BIOTECNOLOGÍA

AUTORES:

Bach. ANAHI SOFIA LUNAREJO POLO

Bach. KAREN BERENISSE JIRALDO TORRES

APROBADO POR EL JURADO CALIFICADOR INTEGRADO POR LOS SEÑORES MIEMBROS

DR. CARLOS AZAÑERO DÍAZ

PRESIDENTE

MG. ETERIO ALVA MUÑOZ

INTEGRANTE

MG. JOSE VILLANUEVA CARLOS

INTEGRANTE

ACTA DE CALIFICACIÓN DE LA SUTENTACIÓN DE LA TESIS

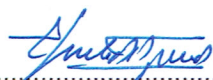
En el Distrito de Nuevo Chimbote, en la Universidad Nacional de Santa, en la reunión de video conferencia Vía Plataforma Zoom, dando cumplimiento a la Resolución N° 056-2022-UNS-CFC, siendo las 11:00 horas del día Jueves 24 febrero del 2022, se reunió el Jurado Evaluador presidido por el Dr. Carlos Azañero Díaz, teniendo como miembros a **Mg.** José Villanueva Carlos (secretario) (a) y Mg. Eterio Alva Muñoz (integrante), para la sustentación de tesis a fin de optar el título de LICENCIADO EN BIOTECNOLOGÍA, realizado por las tesis Karen Berenise Jirald Torres (Cód. 0201323005) y Anahí Sofia Lunarejo Polo (Cód. 0201223028) quienes sustentaron la tesis intitulada:

“Efecto de las diferentes concentraciones de almidón de cáscaras de papa (*Solanum tuberosum*), yuca (*Manihot esculenta*) y camote (*Ipomoea batatas*) como agente gelificante en la micropropagación in vitro de segmentos nodales de aguaymanto (*Physalis peruviana* L.)”


Terminada la sustentación, los tesisas respondieron a las preguntas formuladas por los miembros del jurado.

El Jurado después de deliberar sobre aspectos relacionados con el trabajo, contenido y sustentación del mismo y con las sugerencias pertinentes, declara la sustentación como **BUENO** asignándole un calificativo de **DIECISEIS** puntos. (Art. 24° inc. a, b, c, d, e, f – Directiva N° 003-2020-UNS-VRAC: ADECUACIÓN DE LOS PROCEDIMIENTOS DE OBTENCIÓN DE GRADOS ACADÉMICOS Y TÍTULOS PROFESIONALES MEDIANTE TRABAJO NO PRESENCIAL VIRTUAL EN LA UNS).

Siendo las 13.00 horas del mismo día se dio por terminado el acto de sustentación firmando los miembros del Jurado en señal de conformidad


.....
DR. CARLOS AZAÑERO DÍAZ
Presidente


.....
MG. JOSÉ VILLANUEVA CARLOS
Secretario


.....
MG. ETERIO ALVA MUÑOZ
Integrante

Distribución: Integrantes JE (03), tesisas (02) y archivo FC (02).

DEDICATORIA

A Dios por brindarnos salud para que así nosotras podamos cumplir una de nuestras metas propuestas.

A nuestros padres: Claudio Jiraldo Valverde y Karina Torres Silva; Faustino Polo Campos y Carmen Polo Campos por brindarnos su amor, comprensión, pero sobre todo por darnos el tesoro más valioso de la vida que es la educación. Y por ser tan perseverantes con nosotras y no permitir que nos hayamos rendido.

A nuestros hijos Ariadne Baldeon Lunarejo y Sebastián Rios Jiraldo que son nuestra motivación para salir adelante.

A nuestros compañeros de vida por su apoyo incondicional durante nuestra etapa universitaria a Martin Baldeon Cárdenas y John Rios Cerna.

AGRADECIMIENTO

PRIMERAMENTE, quiero agradecer al profesor Julio Chico Ruiz por su constante gran apoyo en el proceso de nuestra investigación, tanto a nivel teórico como experimental, porque siempre estuvo ahí guiándonos y despejando cada duda durante nuestro trayecto.

A nuestro asesor Eterio Alva Muñoz, por darnos también la oportunidad de trabajar con él.

Al profesor Mauro Quiñones de la Universidad Ricardo Palma, por brindarme la oportunidad de adquirir experiencia en su laboratorio a nivel de micropropagación *in vitro* y por impulsarme a siempre hacer proyectos innovadores.

A nuestros amigos cercanos y técnicos del laboratorio de Biotecnología vegetal Andre Ángeles y Walter Rivas.

Al profesor Carlos Azañero Díaz y a todos los docentes de la Escuela profesional de Biotecnología por contribuir con nuestra formación académica durante nuestra etapa universitaria.

INDICE GENERAL

DEDICATORIA	I
AGRADECIMIENTO	II
RESUMEN.....	III
ABSTRACT.....	IV
I. INTRODUCCION	1
1. OBJETIVOS	2
1.1.1. Objetivo general	2
1.1.2. Objetivos específicos.....	2
1.2. HIPÓTESIS.....	2
II. MARCO TEORICO	3
2.1 Aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>).....	3
2.1.1 Definición.....	3
2.1.2. Composición fisicoquímica y valor nutricional del aguaymanto (<i>Physalis peruviana L.</i>).....	3
2.1.3. Producción del aguaymanto en el Perú	3
2.2. Papa (<i>Solanum tuberosum</i>).....	4
2.2.1. Definición.....	4
2.2.2. Composición química y valor nutricional de la papa (<i>Solanum tuberosum</i>) ...	4
2.2.3. Cascara de papa (<i>Solanum tuberosum</i>).....	4
2.3. Yuca (<i>Manihot esculenta Crantz</i>)	5
2.3.1. Definición.....	5
2.3.2. Composición química y nutricional de la yuca (<i>Manihot esculenta Crantz</i>)....	5
2.3.3. Cáscara de yuca (<i>Manihot esculenta Crantz</i>).....	5
2.4. Camote (<i>Ipomoea batata</i>).....	6
2.4.1. Definición.....	6
2.4.2. Valor agregado del camote (<i>Ipomoea batata</i>)	6
2.5 El almidón	7
2.5.1 Definición.....	7
2.5.2. Características químicas del almidon	8
2.6. Micropropagación	10
2.6.1. Métodos de micropropagación	10
2.6.2. Etapas de la micropropagación.....	10
2.7. Medio de cultivo	12

2.7.1.	Nutrientes minerales, Macronutrientes	12
2.7.2.	Micronutrientes	12
2.7.3.	Fuentes de hierro	12
2.7.4.	Fuentes de carbono.....	12
2.7.5.	Vitaminas y/o aminoácidos	12
2.7.6.	Agente gelificante	13
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	13
3.1.	Lugar de ejecución	13
3.2.	Materiales.....	13
3.2.1.	Material Biológico.....	13
3.2.2.	Instrumentos Estéril	14
3.3.	Métodos.....	14
3.3.1.	Extracción de almidón.....	14
3.3.2.	Medio de cultivo: Preparación del medio de cultivo para micropropagación de segmentos nodales de Aguaymanto (<i>Physalis peruviana l</i>).....	16
3.3.3.	Siembra <i>in vitro</i> de segmentos nodales de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>) en los medios de cultivo de la cáscara papa (<i>Solanum tuberosum</i>) yuca (<i>Manihot esculenta</i>) y camote (<i>Ipomoea batatas</i>).....	18
3.3.4.	Diseño experimental.....	19
3.3.5.	Descripción de unidades experimentales.....	19
3.3.6.	Variable respuesta	19
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	21
4.1.	Evaluación de explantes vivos y/o oxidados	21
4.2.	Evaluación del tamaño de explantes	27
4.3.	Evaluación del número de hojas de explantes de <i>Physalis peruviana</i>	34
V.	CONCLUSIONES	45
VI.	RECOMENDACIONES	46
VIII.	ANEXOS	52

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Datos de explante vivos y oxidados /contaminados a los 15 días de crecimiento.	21
Tabla 2. Datos de explantes vivo y oxidados /contaminados a los 30 días de crecimiento	22
Tabla 3. ANOVA de sobrevivencia a la oxidación de explantes de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>) utilizando diferentes concentraciones de almidon (yuca, papa y camote) a los 15 días de la inoculación en medios de propagación	23
Tabla 4. ANOVA de sobrevivencia a la oxidación de explantes de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>) utilizando diferentes concentraciones de almidon (yuca, papa y camote) a los 30 días de la inoculación en medios de propagación	24
Tabla 5. Resultados del tamaño de los explantes de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>) a los 15 y 30 días de crecimiento.	27
Tabla 6. ANOVA del crecimiento del tallo en el explantes de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>) utilizando diferentes concentraciones de almidon (yuca ,papa y camote) a los 15 días de la inoculación en medios de propagación	29
Tabla 7. ANOVA del crecimiento del tallo en explantes de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>) utilizando diferentes concentraciones de almidon de (yuca ,papa y camote) a los 15 días de la inoculación en medios de propagación	29
Tabla 8. Prueba de Scheffé para el análisis del tamaño del tallo de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>) a los 15 días de crecimiento.	31
Tabla 9. Prueba de Scheffé para el análisis del tamaño del tallo de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>) a los 30 días de crecimiento	32
Tabla 10. Datos de la evaluacion de la influencia de diferentes concentraciones de almidon de yuca, papa y camote con el N° de hojas de los explantes	35
Tabla 11. ANOVA del numero de hojas en explantes de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>) utilizando diferentes concentraciones de almidon de (yuca, papa y camote) a los 15 días de la inoculación en medios de propagación	36
Tabla 12. ANOVA del numero de hojas en explantes de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>) utilizando diferentes concentraciones de almidon (yuca, papa y camote) a los 30 días de la inoculación en medios de propagación.	37
Tabla 13. Prueba de Scheffe para el análisis del numero de hojas de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>) a los 30 días de crecimiento	39
Tabla 14. Diseño factorial completo 2 ² para análisis de la influencia de diferentes concentraciones de almidon de yuca y papa en el crecimiento <i>in vitro</i> de (<i>Physalis peruviana</i>).....	41
Tabla 15. Matrix del diseño experimental para evaluacion de la influencia de diferentes concentraciones de almidon de yuca y papa en el crecimiento <i>in vitro</i> de aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>)	42

INDICE DE FIGURAS

Figura 1 Cascara de yuca	13
Figura 2 Cascara de papa	13
Figura 3 Cascara de camote	14
Figura 4 Material estéril para la micropropagación.....	14
Figura 5 Diagrama de bloque de la extracción del almidón	15
Figura 6 Lavado del almidon.....	16
Figura 7 Almidon en polvo.....	16
Figura 8 Medio MS más los distintos tipos de almidones	17
Figura 9 Medio después del autoclavado.....	18
Figura 10 Segmentos nodales micropropagadas en almidón de papa	19
Figura 11 Intervalos de Respuesta explantes vivos a los 15 días vs. Tratamientos	26
Figura 12. Intervalos de Respuesta explantes vivos a los 30 días vs. Tratamientos	26
Figura 13 Medias de los valores del crecimiento del tallo en explantes vivos a los 15 días vs. Tratamientos con almidón a diferentes concentraciones.30	30
Figura 14 Medias de los valores del crecimiento del tallo en explantes vivos a los 30 días vs. Tratamientos con almidón a diferentes concentraciones.30	30
Figura 15 Efectos principales para el crecimiento del tallo a los 15 días	33
Figura 16 Efectos principales para el crecimiento del tallo a los 30 días	33
Figura 17 Medias de los valores del número de hojas en explantes vivos a los 15 días vs. Tratamientos con almidón a diferentes concentraciones	38
Figura 18 Medias de los valores del número de hojas en explantes vivos a los 30 días vs. Tratamientos con almidón a diferentes concentraciones	38
Figura 19 Efectos principales para el número de hojas de <i>Physalis peruviana</i> a los 30 días de lectura	40
Figura 20 Superficie de respuesta para el crecimiento en tallo del explante de <i>Physalis peruviana</i>	44
Figura 21 Superficie de respuesta para el número de hojas del explante de <i>Physalis</i> <i>peruviana</i>	44

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1 .Preparacion del medio Murashi-Shoog (MS)	52
Anexo 2 .Pesado de almidon de papa (<i>Solanun tuberosum</i>) Yuca (<i>Manihot esculenta</i>) y Camote (<i>Ipomoea batata</i>) a diferentes concentraciones.....	52
Anexo 3 .Preparacion de medios de cultivo a diferentes concentraciones de Papa (<i>Solanum tuberosum</i>) Yuca (<i>Manihot esculenta</i>) y Camote (<i>Ipomoea batata</i>) .	53
Anexo 4 .Evaluacion de las distintas concentraciones de almidon de Papa (<i>Solanum tuberosum</i>), Yuca(<i>Manihot esculenta</i>) y Camote (<i>Ipomoea batata</i>)	53
Anexo 5 .Almidon de Yuca (<i>Manihot esculenta</i>) al 5% con plantas de segmentos nodales de Aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>)	53
Anexo 6 .Almidon de Papa (<i>Solanum tuberosum</i>) al 5% con segmentos nodales de Aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>)	53
Anexo 7 . Almidon de Camote (<i>Ipomoea batata</i>) al 5% con segmento nodales de Aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>)	53
Anexo 8 . Almidon de Yuca (<i>Manihot esculenta</i> con explantes de Aguaymanto (<i>Physalis peruviana</i>).....	53
Anexo 9 .Almidon de Yuca (<i>Manihot esculenta</i>) con explantes de <i>Physalis peruviana</i> a los 30 dias	53
Anexo 10 . Medios contaminados con almidon de Camote (<i>Ipomoea batata</i>) y Yuca (<i>Manihot esculenta</i>) a los 30 dias	53
Anexo 11 . Medio contaminado con almidon de Papa (<i>Solanum tuberosum</i>) a los 30 dias.....	53

RESUMEN

El objetivo de la presente investigación fue Evaluar el efecto de diferentes concentraciones de almidón de cáscaras de papa (*Solanum tuberosum*), yuca (*Manihot esculenta*) y camote (*Ipomoea batatas*) como agentes gelificantes alternativos en la micropropagación in vitro de segmentos nodales de aguaymanto (*Physalis peruviana* L.). En primera instancia se evaluó el efecto de diferentes concentraciones de extractos de almidón previamente tratados en proporciones equivalentes al 5% ,10% y 15% en el desarrollo de explantes de aguaymanto a los 15 y 30 días de crecimiento. Se pudo observar un mayor índice de sobrevivencia utilizando almidón de papa y yuca a concentraciones más bajas, los medios con almidón de camote no presentaron sobrevivencia mayor al 60%. Los resultados en función del crecimiento de explantes y el número de hojas presentaron valores estadísticamente similares al medio control, cuando se utilizó proporciones de almidón de yuca o papa al 5%. Se realizó un diseño factorial completo 2² para evaluar el efecto de proporciones individuales y combinaciones de almidón de yuca y papa a diferentes concentraciones en el desarrollo de *Physalis peruviana* L. Las combinaciones de ambos extractos no mostraron diferencias estadísticas significativas bajo las concentraciones probadas, sin embargo, los medios a concentraciones individuales de almidón de yuca al 5% se mostró como la proporción más adecuada para el desarrollo de explantes de *Physalis peruviana* L. Finalmente se concluye que el almidón de yuca en proporciones equivalentes al 5% puede ser un potencial sustituto como agente gelificante para medios de propagación vegetativa in vitro.

Palabras clave: Micropropagación, *invitro*, Aguaymanto

ABSTRACT

Plant tissue culture is a widely used technique in micropropagation, however, the complexity of some of these technologies and added to it the high cost of its implementation caused by the high price of the gelling agent, agar, represents a critical point for its use. The objective of this research was to evaluate the effect of different concentrations of starch from potato peels (*Solanum tuberosum*), cassava (*Manihot esculenta*) and sweet potato (*Ipomoea batatas*) as alternative gelling agents in the *in vitro* micropropagation of aguaymanto nodal segments (*Physalis peruviana* L.). In the first instance, the effect of different concentrations of previously treated starch extracts in proportions equivalent to 5%, 10% and 15% on the development of aguaymanto explants at 15 and 30 days of growth was evaluated. A higher survival rate could be observed using potato and cassava starch at lower concentrations, the media with sweet potato starch did not present survival greater than 60%. The results based on the growth of explants and the number of leaves presented statistically similar values to the control medium, when proportions of 5% cassava or potato starch were used. A full factorial design 2^2 was performed to evaluate the effect of individual proportions and combinations of cassava and potato starch at different concentrations on the development of *Physalis peruviana* L. The combinations of both extracts did not show statistical differences under the concentrations tested, however, the media at individual concentrations of 5% cassava starch was shown to be the most suitable proportion for the development of explants of *Physalis peruviana* L. Finally, it is concluded that cassava starch in proportions equivalent to 5% can be a potential substitute as a gelling agent for *in vitro* vegetative propagation media.

Keywords: Micropropagation, *in vitro*, Aguaymanto

I. INTRODUCCION

La micropropagación es una de las aplicaciones de la biotecnología más generalizadas del cultivo *in vitro*, consiste en la propagación de plantas en un ambiente artificial controlado con el empleo de un medio de cultivo (Olmos et al., 2010). Este procedimiento implica que cada una de las plantas propagadas posean características similares a las de la planta donante del explante (George, 2008).

Pero el problema se encuentra en que en este tipo de técnica de propagación tiene un costo mayor que la propagación convencional de plantas, ya que la micropropagación es una operación de capital intensivo (Bhojwani y Dantu 2013). Por lo que es importante la búsqueda de alternativas para reducir costos en los materiales que se usan para la producción de plantas *in vitro*, por ejemplo, un compuesto que pueda sustituir a los gelificantes para reducir los costos de producción de las plántulas y de esta manera sean más accesibles.

Uno de los aspectos más importantes que se debe tomar en cuenta al realizar un medio de cultivo es elegir el componente gelificante, ya que este es muy costoso. Existen distintos gelificantes usados para medios *in vitro* tales como Agar, Agarosa, Carregina, Alginato, Phytigel® y Gelrite® (Herrera et al. 2013). Estos gelificantes pueden ser reemplazados parcialmente por almidones.

Los gelificantes deben tener algunas propiedades deseables para uso en medios de cultivo. Entre estos se encuentran que deben ser inertes para no afectar el desarrollo de los explantes, soportar la esterilización por la autoclave, debe ser líquido cuando el medio de cultivo está caliente para poder dispensar en los recipientes (Bhojwani y Dantu 2013). Además, no debe reaccionar con los compuestos del medio y debe solidificar el medio de cultivo a temperatura ambiente (Sharry et al. 2015).

Por tanto, se propone emplear el almidón de las cascavas de papa (*Solanum tuberosum*), cascavas de yuca (*Manihot esculenta*), y cascavas de camote (*Ipomoea batatas*). Que son consideradas sin valor en la industria ya que son desechos orgánicos no utilizables, el cual contiene almidón, un polvo fino y sin sabor, de "excelente textura", que da mayor viscosidad que los almidones de trigo o de maíz.

1. OBJETIVOS

1.1.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de las diferentes concentraciones de almidón de cascaras de papa (*Solanum tuberosum*), yuca (*Manihot esculenta*) y camote (*Ipomoea batatas*) como agente gelificante en la micropropagación *in vitro* de segmentos nodales de aguaymanto (*Physalis peruviana l.*)”

1.1.2. Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de las diferentes concentraciones de almidón de la cáscara de papa (*Solanum Tuberosum*) sobre la micropropagación *in vitro* de segmentos nodales de Aguaymanto (*Physalis peruviana l.*) al 5%, 10% y 15%.
- Evaluar el efecto de las diferentes concentraciones de almidón de la cáscara de yuca (*Manihot esculenta*) sobre la micropropagación *in vitro* de segmentos nodales de Aguaymanto (*Physalis peruviana l.*) al 5%, 10% y 15%.
- Evaluar el efecto de las diferentes concentraciones de almidón de la cáscara de camote (*Ipomoea batatas*) sobre la micropropagación *in vitro* de segmentos nodales de Aguaymanto (*Physalis peruviana l.*) al 5%, 10% y 15%.
- Evaluar las diferentes combinaciones del almidón de las cascaras de papa (*Solanun Tuberosum*), yuca (*Manihot esculenta*) y camote (*Ipomoea batatas*) sobre la micropropagación *in vitro* de segmentos nodales de Aguaymanto (*Physalis peruviana*) al 5 %, 10% y 15%.

1.2. HIPÓTESIS

El almidón de cáscara de yuca (*Manihot esculenta*) a una concentración de 5 % en medio MS lograría un mayor rendimiento en la micropropagación a través del crecimiento de segmentos nodales *in vitro* de Aguaymanto (*Physalis peruviana l*), respecto a los demás almidones de cáscara de camote (*Ipomoea batatas*) y papa (*Solanun Tuberosum*).

II. MARCO TEORICO

2.1 Aguaymanto (*Physalis peruviana L.*)

2.1.1 Descripción

El cultivo del aguaymanto (*Physalis peruviana L.*) ha sido cultivado por muchas décadas a lo largo de los Andes Americano. Se trata de una planta herbácea erecta, perenne en zonas tropicales y anual en zonas templadas. Puede alcanzar una altura de entre 0.6 a 0.9 metros, sin embargo, se han registrado casos en los que llega a alcanzar 1.8 metros. Las ramas son acanaladas y a veces de color violáceo. Hojas opuestas, alternadas de forma acorazonada midiendo de 6-15 cm de longitud y 4-10 de ancho. Presenta flores amarillas en forma de campanas, con corolas campanuladas de color morado marrón. Los frutos son bayas de color naranja-amarillo de forma globosa y de 1.5-2 cm de diámetro con un sabor peculiar agridulce de buen gusto, protegidos por un cáliz no comestible de textura papirácea. (Bean, 2006).

2.1.2. Composición fisicoquímica y valor nutricional del aguaymanto (*Physalis peruviana L.*)

El aguaymanto es una excelente fuente de vitamina A (1,1 mg/100 de g) y vitamina C (28 mg/ 100 de g), que contribuye a la salud de la piel. La fruta es muy rica en fósforo (39 mg/100 de g), ayuda a prevenir la osteoporosis, y en hierro (1,2mg/100 de g), un mineral esencial para la formación y purificación de la sangre y que es deficiente en numerosas mujeres embarazadas. Así mismo ayuda a eliminar albumina de los riñones. En su estado maduro tiene un sabor agridulce dejando en el paladar un aroma muy agradable. Martínez C. (2010)

2.1.3. Producción del aguaymanto en el Perú

El cultivo de aguaymanto en el Perú ha aumentado paulatinamente en el 2008 fue de 8 toneladas por hectárea por año (Tn/h/año), aumentando a 16 Tn/ha/año en el 2011; es decir en este periodo la producción nacional se duplicó como consecuencia del incremento en el área sembrada, esta mejora en la productividad se debió al uso de controladores biológicos y a la implementación de sistemas de tutorado. (Schreiber, 2012).

La estacionalidad en la sierra se encuentra entre los meses de abril a junio,

mientras que en la costa la cosecha se concentra en octubre a noviembre. Bajo buenas condiciones de cultivo, los frutos de la primera cosecha son los más grandes. Se puede obtener un rendimiento de 20-33 Tn/ha. La cosecha empieza después de siete a nueve meses después de la primera siembra. (Schreiber, 2012).

2.2. Papa (*Solanum tuberosum*)

2.2.1. Descripción

La papa (*Solanum tuberosum*) es un alimento de consumo básico, el cuarto de mayor ingesta en el mundo, que, por sus características sensoriales, sabor y color neutro, puede ser parte de una alimentación saludable y variada. Cada unidad se encuentra conformada por tres partes principales: piel, cáscara y zona medular. Esta última se constituye fundamentalmente de tejido parenquimatoso, reservará por excelencia almidón, y por ende de energía (Borba, 2008).

2.2.2. Composición química y valor nutricional de la papa (*Solanum tuberosum*)

En la papa se encuentran componentes nutritivos (energía, macro y micronutrientes) y componentes no nutritivos (agua, celulosa, hemicelulosa, pectina, glucoalcaloides, ácidos orgánicos, enzimas, entre otros minoritarios). Luego de su cosecha los tubérculos contienen en promedio 80% de agua y 20% de materia seca (60% de esta corresponde a almidón). Los componentes o factores como la variedad el suelo, clima e y las condiciones de cultivo. Las enfermedades, las plagas, la duración de los ciclos productivos también afectan. De igual manera la composición se modifica con la preparación a nivel casero y con su procesamiento a nivel industrial (Handbook, 2012).

2.2.3. Cascara de papa (*Solanum tuberosum*)

Los residuos de cáscara de papa son una preocupación constante en las plantas procesadoras de este tubérculo, generando la necesidad de buscar alternativas funcionales y ecológicas para solventar este problema. Este subproducto es denominado como desperdicio de valor cero en las industrias, aunque en estudios recientes se han descubierto algunas propiedades que podrían ser aprovechadas para incluirse como extensor en el desarrollo de la investigación (Arapoglou et al. 2010).

Según Chang, en el 2011, anualmente se generaban alrededor de 70 a 140 mil toneladas de cáscara de papa en el mundo, atribuyendo gran parte de esta generación de residuos a los productos procesados como las papas fritas, los chips, los purés, alimentos congelados y entre otros. La cáscara de papa es una fuente potencial de componentes funcionales y bioactivos, no solamente reconocida por su capacidad antioxidante, sino también por sus pigmentos, fibra dietética, vitaminas y minerales; por estas razones se recomienda el consumo de este subproducto, ya que, los antioxidantes neutralizan los radicales del cuerpo y ayudan a reducir los efectos del estrés oxidativo (Teow et al. 2007).

2.3. Yuca (*Manihot esculenta Crantz*)

2.3.1. Descripción

La yuca (*Manihot esculenta Crantz*), pertenece a la clase Dicotyledoneae, subclase Archichlamydeae, orden Euphorbiales, familia Euphorbiaceae, tribu Manihotae, género Manihot y especie esculenta. Es una planta que puede perder mucha agua a través de las estomas por unidad de dióxido de carbono; por esta razón, se le clasifica como tipo C-3 de fotosíntesis. Su división física de fotosintatos le permite distribuir los productos de la fotosíntesis uniformemente a través de la planta durante su ciclo de vida. (Ceballos y Cruz 2002).

Existen más de 6.000 variedades de yuca diferentes en sus características biológicas y 20.000 accesiones distribuidas en los bancos de germoplasma a nivel mundial Franco (2007), Ceballos y Cruz (2002). Las características biológicas de la yuca se ven afectados por el medio ambiente donde crecen ya que son sometidas a diferentes interacciones o dinámicas de factores como son bióticos tales como (microorganismos, animales superiores e inferiores y otras especies vegetales) y factores abióticos (clima y suelo), por lo cual la combinación de estas provoca variabilidad genética Franco (2007), Ceballos y Cruz (2002).

2.3.2. Composición química y nutricional de la yuca (*Manihot esculenta Crantz*)

La yuca es un alimento con un aporte discreto a nivel nutricional. Buena parte de su composición es agua, hidratos de carbono y fibra, y aunque no posee grandes cantidades de micronutrientes, es rica en vitamina C, vitamina B₁, manganeso o potasio.

2.3.3. Cáscara de yuca (*Manihot esculenta Crantz*)

La cáscara de yuca es un subproducto que se obtiene de la utilización de la raíz de yuca, tanto en alimentación humana directa como en la industrialización (obtención de almidón). Buitrago (1990) afirma que la cáscara de yuca representa entre el 15 a 20% del peso total de la raíz y su calidad es bastante uniforme, conteniendo mayor proporción de proteína, grasa, fibra y minerales que la pulpa; y que, al secar y transformar en harina, es un insumo energético que puede ser empleado en la alimentación de cerdos. Señala también que la cáscara de yuca, en base seca, aporta 2,20 mcal/kg de energía digestible, 5,3% de proteína y niveles relativamente altos de fibra (14%). Es deficiente en lisina (0.1%) y metionina-cistina (0.06%) los valores de calcio y fósforo son de 0.90 y 0.30%, respectivamente.

2.4. Camote (*Ipomoea batata*)

2.4.1. Descripción

El camote (*Ipomoea batata*) o batata es una planta dicotiledónea rastrera de la familia Convolvulaceae; sus raíces son ricas en almidón (Tincopa, 2010). Esta planta herbácea presenta un tallo pubescente de color verde, verde bronceado y púrpura, con una longitud de hasta 1 m; las hojas tienen formas y colores variables incluso en una misma planta. Las flores tienen forma de copas o campanillas, agrupadas en inflorescencias de tipo racimo; la raíz es la parte comestible del camote y posee un sabor dulce muy agradable. El color de la cáscara varía de blanquecino a amarillo y la pulpa oscila entre el amarillo, anaranjado, morado y blanco según la variedad (Benavides, 2011).

2.4.2. Producción y uso del camote (*Ipomoea batata*)

En el Perú, el camote se siembra en la costa, selva y parte de la sierra. En los últimos años las cosechas de camote fueron de agrícolas, con un volumen de producción de 190 mil a 224 mil toneladas (0.3% del VBP agrícola) y un rendimiento promedio de 16 t/ha. (IICA. 2015)

En los valles de Lambayeque y La Libertad registran 2,300 hectáreas, con un aporte de 25 mil toneladas para el mercado regional del norte.

El Perú posee ventajas comparativas frente a los países vecinos, ya que puede producir camote durante todo el año y a bajo costo. La totalidad de la producción de camote se destina para el consumo interno, especialmente a la ciudad de Lima metropolitana, donde se consume 132,000 toneladas por año. En los últimos años

se ha iniciado la transformación de camote en harina y almidón y la exportación de camote fresco, también se realizan investigaciones para el uso de harina y puré de camote como sucedáneo de la harina de trigo en la elaboración del pan, existiendo la posibilidad de procesar el camote para su incorporación indirecta en la dieta, bajo las formas como jarabes azucarados, bebidas alcohólicas, colorantes para alimentos, así como obtención de enzimas y proteínas de la hoja y finalmente para la producción de almidón y alcohol a nivel industrial. Narváez, E. (2013).

Por lo tanto el almidón es una materia prima con un amplio campo de aplicaciones que van desde la impartición de textura y consistencia en alimentos hasta la manufactura de papel, adhesivos y empaques biodegradables. Debido a que el almidón es el polisacárido más utilizado como ingrediente funcional (espesante, estabilizante y gelificante) en la industria alimentaria, es necesario buscar nuevas fuentes de extracción ya que con una producción mundial de 48,5 millones de ton/año, existe una demanda insatisfecha del mismo. A partir del almidón se obtienen distintos derivados, como: glucosa, dextrinas y almidones modificados, todos ellos ampliamente usados en la elaboración de un gran número de alimentos incluso en muchas otras industrias de productos no comestibles. Roquel, M. (2008)

Dependiendo del almidón y de la modificación realizada al mismo, se cuenta con materia prima para una amplia gama de aplicaciones, de acuerdo con las propiedades funcionales que se busquen; que sean espesantes, que den consistencia, que regulen la textura, que sean adherentes o ligantes, que actúen como agentes floculantes, como aglomerantes o como anti humectantes, y otras entre las industrias que se ven favorecidas por dichas aplicaciones están: panificación, confitería, manufactura de bebidas, elaboración de salsas, aderezos, productos cárnicos y lácteos, alimentos para bebe, jarabes, medicamentos y textiles. Los almidones modificados presentan más propiedades funcionales que los naturales, por lo que generalmente se emplean más en la industria. Roquel, M. (2008)

2.5 El almidón

2.5.1 Definición

El almidón es una sustancia de reserva alimenticia predominantemente en las plantas y se presenta como complejas partículas discretas o gránulos. Los gránulos de almidón se forman en los amiloplastos. Estos gránulos son simples o compuestos y consisten en capas concéntricas o excéntricas de densidad variable.

Sobre la base de los experimentos de difracción de rayos X, los gránulos de almidón tienen un carácter semicristalino, que indica un alto grado de orientación de las moléculas de glucano. Alrededor del 70 % de la masa de un gránulo de almidón se considera amorfo y 30 % como cristalino. Las regiones amorfas contienen la cantidad principal de amilosa, pero también una parte considerable de la amilopectina. Las regiones cristalinas consisten principalmente en amilopectina (Chen et al., 1996). Según Badui (2013) el almidón se encuentra en cereales, tubérculos y en algunas verduras y frutas como polisacárido de reserva energética, su concentración varía según el estado de madurez del vegetal, se encuentra en pequeños crepúsculos discretos que reciben el nombre de gránulo, en el tejido vegetal, estos ejercen una presión osmótica muy baja con lo que la planta almacena grandes cantidades de glucosa de una manera muy accesible sin romper el balance de agua interior. El tamaño y la forma del granulo son característicos de cada especie botánica. En un mismo cereal se distinguen varios tipos de gránulos; en general los que se encuentran en la zona más exterior del endospermo son poliédricos, mientras que los del interior son redondos.

2.5.2. Características químicas del almidón

Desde el punto de vista químico, el almidón es una mezcla de dos polisacáridos muy similares, la amilosa y la amilopectina. En general, los almidones contienen más amilopectina que amilosa, la mayor parte de los almidones contienen entre 26 y 29 %. La relación entre amilosa y amilopectina está gobernada por factores genéticos, y puede ser influida por técnicas de reproducción de vegetales. El granulo de almidón consiste generalmente en varias capas, colocadas alrededor de una región central llamada núcleo. Sorprendentemente, se sabe poco de la disposición de las moléculas de amilosa y amilopectina dentro del granulo del almidón. Al microscopio de polarización se observa el clásico esquema de la “cruz de malta”, característico de los materiales birrefringentes (Coultate, 1998). Según, Biliaderis (1991) el almidón debe mucho a su funcionalidad (por ejemplo, como un agente espesante, sabor carrier y aglutinante en aplicaciones relacionadas con la alimentación) a los dos principales componentes carbohidratos de peso molecular derecho, amilosa y amilopectina, así como a la organización física de estas macromoléculas en la estructura granular.

2.5.2.1. Amilosa

Es la condensación de glucosas por enlaces glucosídicos α (1, 4), que establece largas cadenas lineales con 200 - 2500 unidades y pesos moleculares hasta de un millón y tiene la facilidad obtener una conformación tridimensional helicoidal en la que cada vuelta de la hélice consta de seis moléculas de glucosa (Badui, 2013, p. 94 - 96). El interior de la hélice contiene átomos de hidrogeno, y por tanto lipofílico, mientras que los grupos hidroxilo están situados en el exterior de la hélice (Fennema, 200, p. 229). El tamaño molecular de la amilosa es variable, el grado de polimerización en almidón de trigo es entre 500 y 6000, mientras que en papas puede hasta 4500 (Belitz, Grosch y Schieberle, 2009)

Los almidones con alto contenidos de amilosa producen geles más firmes y claros, así como, mayores propiedades de retrogradación y formación de películas (Espinosa, 2008).

2.5.2.2 Amilopectina

La amilopectina es un polímero ramificado de unidades de glucosa unidas en 94 - 96 % por enlaces α (1, 4) y en un 4 - 65 % con uniones α (1, 6). Dichas ramificaciones se localizan aproximadamente a cada 15 - 25 unidades de glucosa (Guan y Hanna, 2004). La amilopectina es una molécula muy grande y altamente ramificada, con enlaces de ramificación que constituyen alrededor del 4 - 5 % del total de enlaces. Las ramas de las moléculas de amilopectina toman la forma de un racimo y se presentan como doble hélice. La amilopectina está presente en todos los almidones, constituyendo alrededor del 75 % de los almidones más comunes. Algunos almidones están formados exclusivamente por amilopectina, y se les conoce como almidones céreos. El maíz céreo, primer grano reconocido como tal en el que el almidón está formado solo por amilopectina, se llama así porque cuando se corta el grano la superficie que aparece es de aspecto vítreo o céreo (Fennema, 2000, p. 229).

La amilopectina cuando se calienta en agua forma una solución transparente, altamente viscosa, pegajosa y cohesiva. A diferencia de la amilosa, no hay

tendencia a la retrogradación. Existe fenómenos de envejecimiento ni gelificación, excepto en concentraciones muy elevadas (Belitz, et al., 2009). Según, Badui (2013) algunos cereales como el maíz, el sorgo y el arroz, tienen variedades llamadas “céreas” que están constituidas únicamente por amilopectina, hay otras que tienen hasta 90 % de amilosa. La concentración de estos dos polímeros está regida por factores genéticos.

2.6. Micropropagación

El término de propagación *in vitro* o micropropagación se utiliza para referirse al establecimiento, multiplicación y posterior enraizamiento *in vitro* de brotes (Bon et al. 1998). Por este tipo de procesos se puede generar grandes cantidades de platas que no necesariamente producen semillas (González y Martín, 2011; Ranganathan y Uthayasooryan, 2016), estos no afectan a las poblaciones cuyo número de individuos es muy bajo ya que requieren de un material de partida muy reducido (Iriando 2001)

2.6.1. Métodos de micropropagación

2.6.1.1. Cultivo de brotes

El término cultivo de brotes se refiere a cultivos iniciados a partir de explantes que tienen un brote meristemático intacto, cuya finalidad es la multiplicación de brotes por la formación repetida de ramas axilares. Este proceso sirve como explante para proliferación repetida; los brotes cortados se enraízan finalmente para formar plántulas que pueden crecer *in vivo* (George, 1993).

2.6.1.2. Cultivo de nudos simples o múltiples

El cultivo de un único nudo es otra técnica que puede utilizarse para propagar algunas especies de plantas a partir de yemas axilares, en la iniciación de un cultivo a partir de estos nudos se puede observar un crecimiento de brotes en longitud, mostrando más claramente los entrenudos (George, 1993).

2.6.2. Etapas de la micropropagación

2.6.2.1. Etapa 0: Selección de la planta madre

En esta etapa se elige a la planta que se usará en el cultivo *in vitro*. Las plantas se mantienen en invernadero, donde crecen en baja humedad y son regadas regularmente; el objetivo es obtener material vegetal libre de enfermedades, sano y fisiológicamente mejor adaptado (Gayatri y Kavyashree, 2015). Hay casos en

los que las plantas que donan el explante se someten a un proceso de termoterapia con el fin de eliminar partículas virales (Hartmann et al, 1997).

2.6.2.2. Etapa I: Establecimiento

En esta etapa se lleva a cabo la esterilización y aislamiento del explante para luego continuar con la siembra en el medio de cultivo (Sharma y Alam, 2015) el explante debe esterilizarse de tal forma que en el proceso de esterilización el material vivo no pierda su actividad biológica

2.6.2.3. Etapa II: Multiplicación

En esta etapa una sola muestra del explante puede lograr a aumentar en muchas plantas. Si el tejido se cultiva con plántulas normalmente se le añaden hormonas que ayudan en el proceso del crecimiento de las ramas para que estas luego puedan ser removidas y cultivadas (Sharma, y Alam, 2015).

2.6.2.4. Etapa III: Elongación y enraizamiento

En esta etapa, los brotes multiplicados en la etapa anterior se elongan y transfieren a un medio para enraizamiento adecuado para la inducción de raíces o si las raíces se han desarrollado en el propio medio de multiplicación (etapa II), entonces se aclimatan directamente (Etapa IV), omitiéndose la etapa III (George, 1993).

2.6.2.5. Etapa IV Aclimatación

Esta etapa implica que las plántulas que ya han sido desarrolladas pasen por un proceso de laboratorio a invernadero. La finalidad es que estas se aclimaten gradualmente para su supervivencia (Gayatri, y Kavyashree, 2015). Por otro lado las plantas que tienen raíces se pueden extraer de los frascos de cultivo (Hartmann et al, 1997), y se siembran en sustratos compuestos por mezclas de arena, suelo, materia orgánica, vermiculita o zeolita, con una estructura física que permita un fácil crecimiento de la plántula. Las plantas permanecen durante cierto tiempo hasta alcanzar un tamaño que le permita ser plantadas en el campo (Zegarra, 2014).

2.7. Medio de cultivo

Es una mezcla de nutrientes y reguladores de crecimiento, el cual está constituido por cantidades dependiendo del tipo de tejido vegetal o células que serán usadas para el cultivo; por ello no puede tenerse la misma composición para todos los tipos de plantas y órganos (Sharma, & Alam, 2015).

2.7.1. Nutrimientos minerales, Macronutrientes.

Estos elementos se requieren en concentraciones mayores de 0.5 mmol L⁻¹ y son indispensables para el crecimiento de células y tejidos. Los macronutrientes incluyen al nitrógeno (N), Fósforo (P), Potasio (K), Calcio (Ca), Magnesio (Mg), Azufre (S) (Gayatri y Kavyashree, 2015)

2.7.2. Micronutrientes

Llamados también oligoelementos, se requieren en concentraciones menores que 0.5 mmol L⁻¹ y su exceso produce toxicidad en la planta. Se incluyen en este grupo al yodo (I), Boro (B), Manganeseo (Mn), Zinc (Zn), Cloro (Cl), Molibdeno (Mo), Cobre (Cu), Cobalto (Co) (Gayatri y Kavyashree, 2015; Sharma, y Alam, 2015).

2.7.3. Fuentes de hierro

El hierro usualmente es agregado al medio como sulfato de hierro conjuntamente con el EDTA (Sharma, y Alam, 2015).

2.7.4. Fuentes de carbono

Las células y tejidos vegetales en el medio de cultivo carecen de capacidad autotrófica y, por lo tanto, necesitan una fuente externa de carbono para la proliferación de células y regeneración de brotes verdes (Ranganathan y Uthayasooryan, 2016; Gayatri y Kavyashree, 2015). La sacarosa es una fuente de carbono, ampliamente usada a concentraciones de 2 a 3%. Ocasionalmente en cultivos de monocotiledóneas se usa glucosa, y fructosa o almidón para otras especies (Hurtado y Merino, 1988).

2.7.5. Vitaminas y/o aminoácidos

Las células y tejidos de las plantas de cultivo pueden ser deficientes en algunos factores, por ello el crecimiento y la supervivencia son mejorados por la adición de vitaminas al medio de cultivo (George, 1993). Los aminoácidos proveen una fuente de nitrógeno reducido (Sharma, y Alam, 2015) y son beneficiosos para el

crecimiento mejorado de brotes, en organogénesis, embriogénesis y cultivo de cotiledones inmaduros (George, 1993).

2.7.6. Agente gelificante

Los agentes gelificantes se usan para preparar medios sólidos o semisólidos, al aumentar la viscosidad del medio, proveen un buen soporte a los tejidos que crecen en condiciones estáticas, ya que, los tejidos y órganos vegetales permanecen por encima de la superficie del medio nutritivo. En cultivos líquidos estáticos los tejidos o células se sumergen y mueren por falta de oxígeno (Gayatriy Kavyashree, 2015).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

La presente investigación se realizó en el Laboratorio de Biotecnología Agrícola de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional del Santa, en el distrito de Nuevo Chimbote, departamento de Ancash, Perú.

3.2. Materiales

3.2.1. Material Biológico

El material que se utilizó en el presente trabajo de investigación, fueron cáscara de papa (*Solanum tuberosum*), yuca (*Manihot esculenta*) y camote (*Ipomoea batatas*) fueron recolectados en diferentes bolsas hermética ziploc del mercado la perla de Nuevo Chimbote y trasladados al laboratorio de biotecnología agrícola de la facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Del Santa.



Figura 1 Cascara de papa



Figura 2 Cascara de yuca



Figura 3 Cascara de camote

3.2.2. Instrumentos Estéril

Todo material de vidrio como: placas, pipetas , frascos para micropropagación , matraz ,vasos de precipitado que se utilizó en el presente trabajo de investigación fue esterilizado en el horno a 180°C durante 2 horas.



Figura 4 Material estéril para la micropropagación

3.3. Métodos

3.3.1. Extracción de almidón

La muestra consistió en 5 kilogramos de cáscaras de papas, yuca y camote, estas pasaron por un proceso de lavado con agua potable para retirar la tierra presente y posteriormente a la primera molienda húmeda

Se colocó la muestra en una licuadora y se mezclaron las cáscaras de papas y agua en una relación de 1:1 y se realizó un Tamizado (250 μm) agregando 2L de agua para extraer la mayor cantidad de almidón presente.

La Segunda molienda de la muestra retenida por el tamiz fue nuevamente mezclada con agua en relación de (1:1) en una licuadora con un tamizado (250 μm). La masa húmeda de la segunda molienda paso por el tamiz de 250 μm agregando 1L de agua que luego paso a una decantación.

La muestra se dejó decantar por 6 horas ,luego se retiró el sobrenadante y se agregaron 1L de agua para la decantación nuevamente hasta obtener unacapa densa de almidón en el fondo del recipiente y un sobrenadante claro, luego de retirar el sobrenadante se agregó una solución de NaOH al 0,02% p/v para solubilizar las proteínas y se dejó decantar por 6 horas seguido posterior se pasó a retirar el sobrenadante y se agregó 1L de agua para ajustar el *pH* con HCl 2 N hasta obtener un *pH* 7,0. La muestra de almidón se depositó en el papelfiltro y se colocó en una estufa a $45 \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ por 24 horas.

DIAGRAMA DE FLUJO EXPERIMENTAL

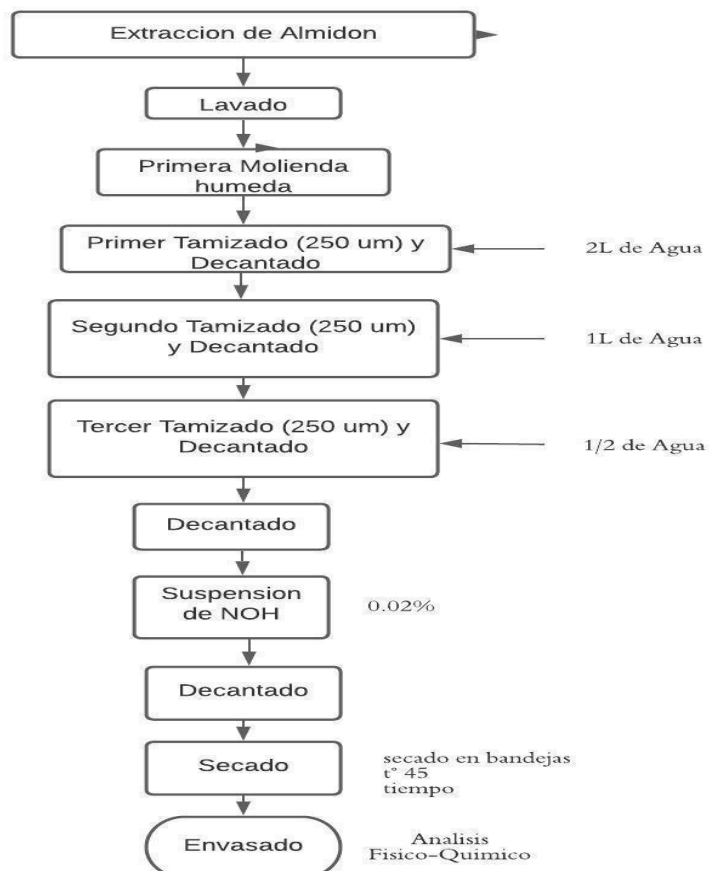


Figura 5 Diagrama de bloque de la extracción del almidón de papa, yuca y camote .



Figura 6 Lavado del almidon de papa



Figura 7 Obtención del almidon en polvo de papa

3.3.2. Medio de cultivo: Preparación del medio de cultivo para micropropagación de segmentos nodales de Aguaymanto (*Physalis peruviana l*)

Para la preparación del medio de cultivo de diferentes concentraciones nos guiamos en los métodos descritos por Melanie Arana-Paredes, Sofía Rengifo del Agüilla & Julio Chico-Ruiz (2015).

En un beaker de vidrio de 1000 ml se colocó aproximadamente la mitad del volumen de agua destilada del total final de volumen de medio de cultivo deseado. A continuación, se agregó Murashige & Skoog (MS) a razón de 1/8 siendo un total de 0.8 g/L, la sacarosa (Azúcar blanca) a razón de 30g/L, manteniendo la mezcla en agitación constante con el fin de disolver

completamente todos los componentes. Finalmente se aforo al volumen final deseado en frascos volumétricos. Los mismos se dividieron en porciones de 100 ml para cada uno de los 3 tratamientos. A estos beaker se les agregó la dosis correspondiente de almidón obtenida de diferentes fuentes de cáscara de papa, camote y yuca a diferentes concentraciones (5%, 10%, 15%).

El *pH* será ajustado a 5.8 utilizando soluciones de HCl y KOH 0.5 o 1.0 N. Cada volumen se calentó en una cocina eléctrica a 100°C. Cuando el almidón se disolvió al punto de ebullición, se retiró de la parrilla y se dispuso 30 ml a los recipientes de cultivo y se procederá a cubrir los recipientes con papel aluminio.

Los frascos fueron tapados y esterilizados en una autoclave por 20 minutos, a una temperatura de 120 °C y 15 *psi* de presión. Una vez culminado el proceso de esterilización se dejó enfriar de 15 a 20 minutos.



Figura 8 Medio MS más los distintos tipos de almidones de papa, yuca, camote.



Figura 9 Medio de papa, yuca, camote después del autoclavado

3.3.3. Siembra *in vitro* de segmentos nodales de aguaymanto (*Physalis peruviana*) en los medios de cultivo de la cáscara papa (*Solanum tuberosum*) yuca (*Manihot esculenta*) y camote (*Ipomoea batatas*)

Se cortaron los segmentos nodales o apicales de crecimiento activo del tamaño de 1 cm y se procedió a la eliminación de las hojas sobrantes de cada uno de ellos, para posteriormente colocarlas en un recipiente con agua destilada. Luego de ello se transfirió bajo condiciones asépticas (dentro de la cámara de flujo laminar) brotes de 1 cm de altura provenientes del medio de crecimiento, se tomó cada segmentos para su introducción en frascos con 30 ml de medio cada uno de forma vertical a partir de la parte basal (inferior). Una vez culminada toda la introducción de los segmentos nodales se procedió al sellado con Parafilm. Se sembró una réplica de cada tratamiento durante 5 días, una vez acabada la siembra rotulamos con la fecha, hora, y se llevó a incubación en un fotoperiodo de 16 horas, a una temperatura de 25 ± 2 °C.



Figura 10. Segmentos nodales micropropagadas en almidón de papa al 5%

3.3.4. Diseño experimental

Los ensayos se realizarán de acuerdo con un diseño experimental bifactorial, el cual contará con 3 tratamientos y un testigo o blanco (que no contará con el almidón), con 5 repeticiones cada uno, para un total de 4 unidades experimentales para la evaluación del efecto de la concentración de almidón de cáscara de papa, yuca, camote para la inducción de segmentos nodales de cultivo *in vitro* de *Physalis peruviana* L., cada muestra tendrá una concentración de MS al 1/8. El número de repeticiones seleccionado es válido para minimizar el efecto del error experimental.

Los resultados obtenidos fueron analizados estadísticamente aplicando un análisis de varianza (ANOVA) con una probabilidad de error del 5%, utilizando el software MINITAB versión 9 teniendo en cuenta que este nos ayuda a visualizar la estadística de forma gráfica. Además, se empleó el software ESTATISTICA para evaluar el efecto de proporciones individuales y combinaciones de almidón de yuca y papa a diferentes concentraciones en el desarrollo de *Physalis peruviana* L. utilizando un diseño factorial completo 2^2 .

3.3.5. Descripción de unidades experimentales

3.3.6. Variable respuesta

Porcentaje de explantes verdes (vivos): Se Determinó el porcentaje de explantes que no se contaminaron y/o oxidaron, relacionándolo con el total de unidades experimentales con que se inició cada uno de los tratamientos. Se realizó observando cada unidad experimental.

Número de hojas por brote: La lectura se llevó cabo cada quince días después de la siembra. Se evaluará realizando un conteo de forma visual en cada unidad experimental.

Longitud del tallo (cm): Para la medición de la longitud del tallo se realizó utilizando reglas en cm, se le realizara la medición a cada vitroplanta crecida.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Evaluación de explantes vivos y/o oxidados

La evaluación de explantes vivos y/o oxidados fue evaluado a los 15 y 30 días de crecimiento de *Physalis peruviana*, Tablas 1 y 2.

Tabla 1. Datos de explante vivos y oxidados /contaminados a los 15 días de crecimiento.

	Rep.	vivos	oxidados	Explantos introducidos	Vivos	Contam.	% de vivos	% oxidados
MS	R1	1	0					
	R2	1	0					
	R3	1	0	5	5	0	100	0
	R4	1	0					
	R5	1	0					
A. yuca 5%	R1	1	0					
	R2	1	0					
	R3	1	0	5	5	0	100	0
	R4	1	0					
	R5	1	0					
A. yuca 10%	R1	1	0					
	R2	1	0					
	R3	1	0	5	4	1	80	20
	R4	1	0					
	R5	0	1					
A. yuca 15%	R1	1	0					
	R2	1	0					
	R3	1	0	5	3	2	60	40
	R4	0	1					
	R5	0	1					
A. papa 5%	R1	1	0					
	R2	1	0					
	R3	1	0	5	4	1	80	20
	R4	1	0					
	R5	0	1					
A. papa 10%	R1	1	0					
	R2	1	0					
	R3	1	0	5	3	2	60	40
	R4	0	1					
	R5	0	1					
A. papa 15%	R1	1	0					
	R2	0	1	5	3	2	60	40
	R3	0	1					

	R4	1	0					
	R5	1	0					
	R1	0	1					
	R2	0	1					
A. camote 5%	R3	1	0	5	3	2	60	40
	R4	1	0					
	R5	1	0					
	R1	0	1					
	R2	0	1					
A. camote 10%	R3	1	0	5	3	2	60	40
	R4	1	0					
	R5	1	0					
	R1	0	1					
	R2	0	1					
A. camote 15%	R3	0	1	5	2	3	40	60
	R4	1	0					
	R5	1	0					

Tabla 2 Datos de explantes vivo y oxidados /contaminados a los 30 días de crecimiento

	Rep.	vivos	oxidados	Explantos introducidos	Vivos	Contam.	% de vivos	% oxidados
	R1	1	0					
	R2	1	0					
MS	R3	1	0	5	5	0	100	0
	R4	1	0					
	R5	1	0					
	R1	1	0					
	R2	1	0					
A. yuca 5%	R3	1	0	5	5	0	100	0
	R4	1	0					
	R5	1	0					
	R1	1	0					
	R2	1	0					
A. yuca 10%	R3	1	0	5	4	1	80	20
	R4	1	0					
	R5	0	1					
	R1	1	0					
	R2	1	0					
A. yuca 15%	R3	0	1	5	2	3	40	60
	R4	0	1					
	R5	0	1					
	R1	1	0					
A. papa 5%	R2	1	0	5	4	1	80	20

	R3	1	0					
	R4	1	0					
	R5	0	1					
A. papa 10%	R1	1	0					
	R2	1	0					
	R3	0	1	5	2	3	40	60
	R4	0	1					
	R5	0	1					
A. papa 15%	R1	0	1					
	R2	0	1					
	R3	0	1	5	2	3	40	60
	R4	1	0					
	R5	1	0					
A. camote 5%	R1	0	1					
	R2	0	1					
	R3	1	0	5	3	2	60	40
	R4	1	0					
	R5	1	0					
A. camote 10%	R1	0	1					
	R2	0	1					
	R3	0	1	5	2	3	40	60
	R4	1	0					
	R5	1	0					
A. camote 15%	R1	0	1					
	R2	0	1					
	R3	0	1	5	2	3	40	60
	R4	1	0					
	R5	1	0					

El ANOVA de un solo factor expresada en función de la evaluación de explantes a los 15 y 30 días, no fue significativo a un nivel de significancia del 5%, $\alpha = 0.05$. El análisis ANOVA unifactorial son expresados en las Tablas 3 y 4, para 15 y 30 días de evaluación respectivamente.

Tabla 3. ANOVA de sobrevivencia a la oxidación de explantes de aguaymanto (*Physalis peruviana*) utilizando diferentes concentraciones de almidon (yuca, papa y camote) a los 15 días de la inoculación en medios de propagación

Fuente	GL	SC	MC	Valor	Valor
		Ajust.	Ajust.	F	p
Tratamientos	9	1.700	0.1889	0.86	0.569
Error	40	8.800	0.2200		
Total	49	10.500			

Tabla 4. ANOVA de sobrevivencia a la oxidación de explantes de aguaymanto (*Physalis peruviana*) utilizando diferentes concentraciones de almidon (yuca, papa y camote) a los 30 días de la inoculación en medios de propagación

Fuente	GL	SC	MC	Valor F	Valor p
		Ajust.	Ajust.		
Tratamientos	9	2.980	0.3311	1.51	0.180
Error	40	8.800	0.2200		
Total	49	11.780			

El valor p generado para ambas evaluaciones resultó en un valor fuera del umbral de significancia estadística, (Valor $p_{15 \text{ días}} = 0.569 > 0.05$ y Valor $p_{30 \text{ días}} = 0.180 > 0.05$), esto puede significar que los promedios de las formulaciones evaluadas no han generado diferencias significativas en relación a las demás formulaciones con almidón propuestas en el diseño experimental. Como se puede apreciar en las Figuras 11 y 12, las medias de los tratamientos con almidón de yuca, papa y camote presentaron diferencias en el porcentaje de explantes vivos. A los 15 y 30 días de evaluación, fue observado en promedio un 80% de explantes vivos cuando se utilizó almidón de yuca a los 15 días, disminuyendo a 73.3% a los 30 días de lectura. Del mismo modo el almidón de papa y camote presentaron disminución del porcentaje promedio de explantes vivos del 66.7% a 53.3% y 53.3 % a 46.7%, respectivamente. Desde un punto de vista estadístico, los tratamientos a diferentes concentraciones de almidón fueron no significativos, debido a

la semejanza entre las medias de los explantes vivos, sin embargo, hay que resaltar que utilizando almidón de yuca se obtuvo una media porcentual cercana al 100%, porcentaje obtenido usando el medio control MS. Si bien el análisis de varianza ANOVA fue no significativo, los resultados del tratamiento con 5% de almidón de yuca, fue estadísticamente alentador, debido a su semejanza porcentual promedio de sobrevivencia en comparación con el medio control MS (100% de explantes vivos a los 15 y 30 días de crecimiento).

En otro contexto, los ensayos restantes correspondientes al uso de almidón de papa y camote, presentaron contaminación por microorganismos e indicios de oxidación causando que el índice de sobrevivencia disminuyera. Se tiene entendido que, la contaminación por microorganismos es la causa más importante de pérdidas en laboratorios comerciales y de investigación de cultivo de células y tejidos vegetales (Leifert & Cassells, 2001). Tales microorganismos, en su gran mayoría hongos, pueden ser introducidos con el explante inicial, durante las manipulaciones en el laboratorio, logrando causar modificaciones al pH, competir por los nutrientes y modificar el medio de cultivo (Cassells, 2012). En la experimentación fue observado que la tendencia a aumentar la concentración de almidón influyó negativamente al porcentaje de explantes vivos, lo que pudo significar que un aumento en la concentración de almidón favoreció al crecimiento de microorganismos y pérdida de la viabilidad *in vitro* del explante.

Por otro lado, la oxidación u oscurecimiento presentados por los explantes *in vitro*, se debe a los radicales libres de diferentes componentes celulares, así como, la oxidación de compuestos fenólicos, proceso que genera daño e incluso la muerte celular (Azofeifa-Delgado, 2008).

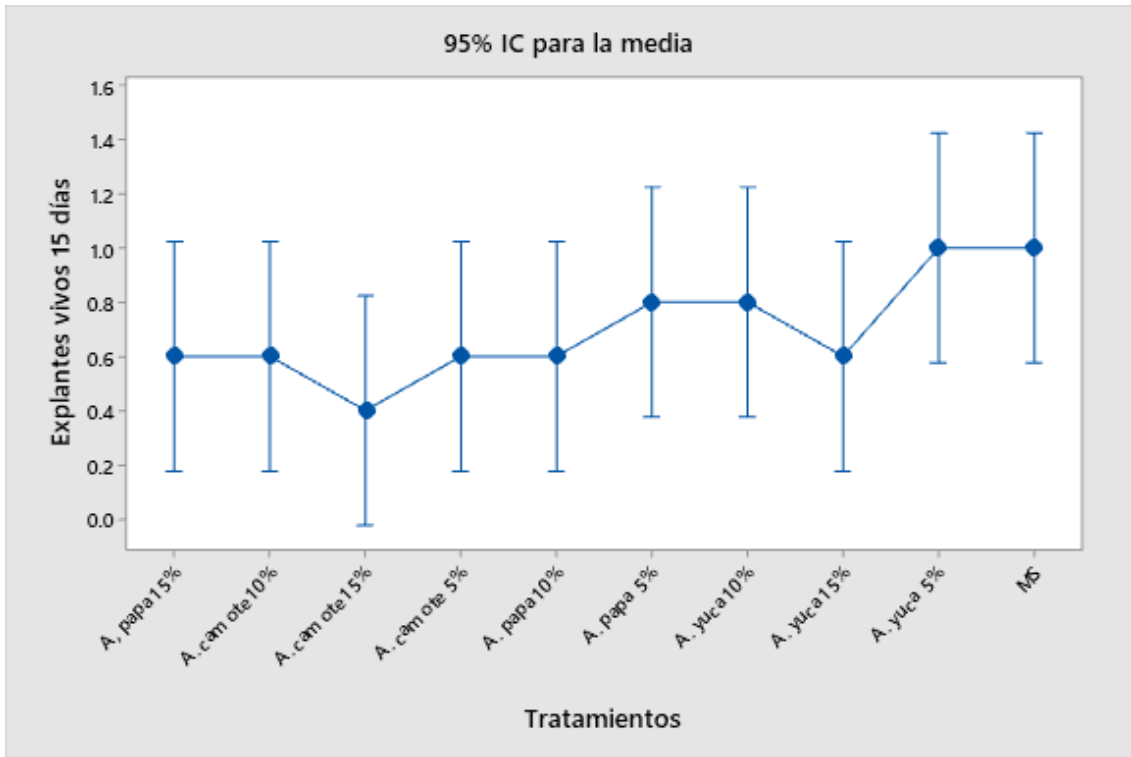


Figura 11. Intervalos de Respuesta explantes vivos a los 15 días vs. Tratamientos

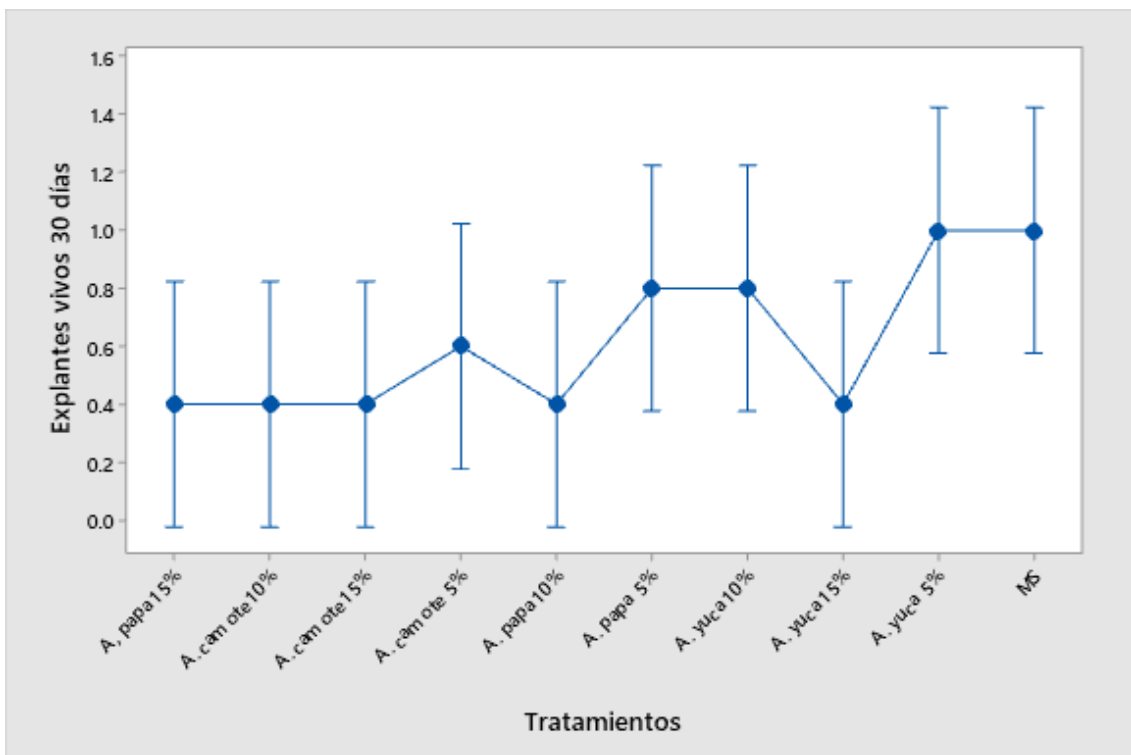


Figura 12. Intervalos de Respuesta explantes vivos a los 30 días vs. Tratamientos

4.2. Evaluación del tamaño de explantes

El tamaño de los explantes en crecimiento *in vitro* a diferentes concentraciones de almidón de yuca, papa y camote, fue evaluado a los 15 y 30 días de iniciado la siembra. Los resultados del tamaño de los explantes y su promedio en función de cada concentración de almidón, es mostrado en la Tabla 5 para los 15 y 30 días de crecimiento. Los explantes en brotación libres de contaminación u oxidación obtenidos fueron tomados en cuenta para el análisis del promedio de tamaño, por otro lado, los explantes que presentaron contaminación u oxidación fueron descartados para el análisis, debido a que los microorganismos presentes y compuestos oxidantes formados, inhibía el crecimiento del explante.

Tabla 5. Resultados del tamaño de los explantes de aguaymanto (*Physalis peruviana*) a los 15 y 30 días de crecimiento.

	15 días de Crecimiento				30 días de Crecimiento		
	Rep.	Vivos	Tamaño (cm)	Promedio Vivos	Vivos	Tamaño (cm)	Promedio Vivos
MS	R1	1	4.50	4.26	1	7.50	6.87
	R2	1	4.10		1	6.10	
	R3	1	4.35		1	6.60	
	R4	1	4.25		1	7.30	
	R5	1	4.10		1	6.85	
A. yuca 5%	R1	1	3.20	3.86	1	6.20	6.39
	R2	1	3.80		1	6.50	
	R3	1	4.80		1	7.10	
	R4	1	3.70		1	6.00	
	R5	1	3.80		1	6.15	
A. yuca 10%	R1	1	3.50	3.40	1	7.00	6.45
	R2	1	3.80		1	6.10	
	R3	1	3.10		1	6.70	
	R4	1	3.20		1	6.00	
	R5	0	0.00		0	0.00	
A. yuca 15%	R1	1	2.50	2.80	1	5.65	5.33
	R2	1	2.80		1	5.00	
	R3	1	3.10		0	0.00	
	R4	0	0.00		0	0.00	
	R5	0	0.00		0	0.00	
A. papa 5%	R1	1	3.20	3.65	1	5.80	6.68
	R2	1	3.60		1	6.50	
	R3	1	4.10		1	7.00	
	R4	1	3.70		1	7.40	

	R5	0	0.00		0	0.00	
	R1	1	3.10		1	4.60	
	R2	1	3.40		1	5.00	
A. papa 10%	R3	1	2.80	3.10	0	0.00	4.80
	R4	0	0.00		0	0.00	
	R5	0	0.00		0	0.00	
	R1	0	2.50		0	0.00	
A. papa 15%	R2	0	0.00		0	0.00	
	R3	0	0.00	2.50	0	0.00	4.00
	R4	1	2.70		1	4.20	
	R5	1	2.30		1	3.80	
	R1	0	0.00		0	0.00	
A. camote 5%	R2	0	0.00		0	0.00	
	R3	1	2.43	2.17	1	4.10	2.18
	R4	1	2.12		1	3.60	
	R5	1	1.95		1	3.20	
	R1	0	0.00		0	0.00	
A. camote 10%	R2	0	0.00		0	0.00	
	R3	1	1.56	1.65	0	0.00	2.95
	R4	1	1.60		1	2.90	
	R5	1	1.80		1	3.00	
	R1	0	0.00		0	0.00	
A. camote 15%	R2	0	0.00		0	0.00	
	R3	0	0.00	1.21	0	0.00	2.48
	R4	1	1.10		1	2.40	
	R5	1	1.32		1	2.55	

El ANOVA de un solo factor expresado en función del tamaño de explantes a los 15 y 30 días, fue significativo a un nivel de significancia del 5%, $\alpha = 0.05$. El análisis ANOVA unifactorial son expresados en las Tablas 6 y 7, para 15 y 30 días de evaluación respectivamente.

Tabla 6. ANOVA del crecimiento del tallo en el explantes de aguaymanto (*Physalis peruviana*) utilizando diferentes concentraciones de almidon (yuca, papa y camote) a los 15 dias de la inoculación en medios de propagación .

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Tratamientos	9	28.561	3.1735	28.39	0.000
Error	25	2.795	0.1118		
Total	34	31.356			

Tabla 7. ANOVA del crecimiento del tallo en explantes de aguaymanto (*Physalis peruviana*) utilizando diferentes concentraciones de almidon de (yuca, papa y camote) a los 15 dias de la inoculación en medios de propagación.

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Tratamientos	9	69.685	7.7428	33.04	0.000
Error	21	4.922	0.2344		
Total	30	74.607			

El valor p generado para ambas evaluaciones resultó en un valor dentro del umbral de significancia estadística, (Valor $p_{15 \text{ días}} = 0.000 < 0.05$ y Valor $p_{30 \text{ días}} = 0.000 < 0.05$), esto puede significar que los tratamientos con almidón a diferentes concentraciones presentan variabilidad entre sus medias en respuesta al tamaño del tallo de los explantes. Las Figuras 3 y 4, muestran las gráficas de medias de los tamaños de los explantes a 15 y 30 días de crecimiento. Tal y como fue presentado en el punto anterior (evaluación del índice de sobrevivencia), las medias de tallos que presentaron mayor crecimiento fueron los explantes que crecieron en medios con almidón de yuca al 5%. En los primeros 15 días los explantes crecidos con esta concentración de almidón, presentaron una media equivalente a 3.86 cm, valor cercano a la media del tamaño de explantes en medio MS, que fue de 4.26 cm. A los 30 días fue más notorio el cambio en el tamaño de los explantes, medios con almidón de yuca al 5% y 10% y almidón de papa al 5%, presentaron medias similares al medio control MS (6.87 cm de promedio en tamaño).

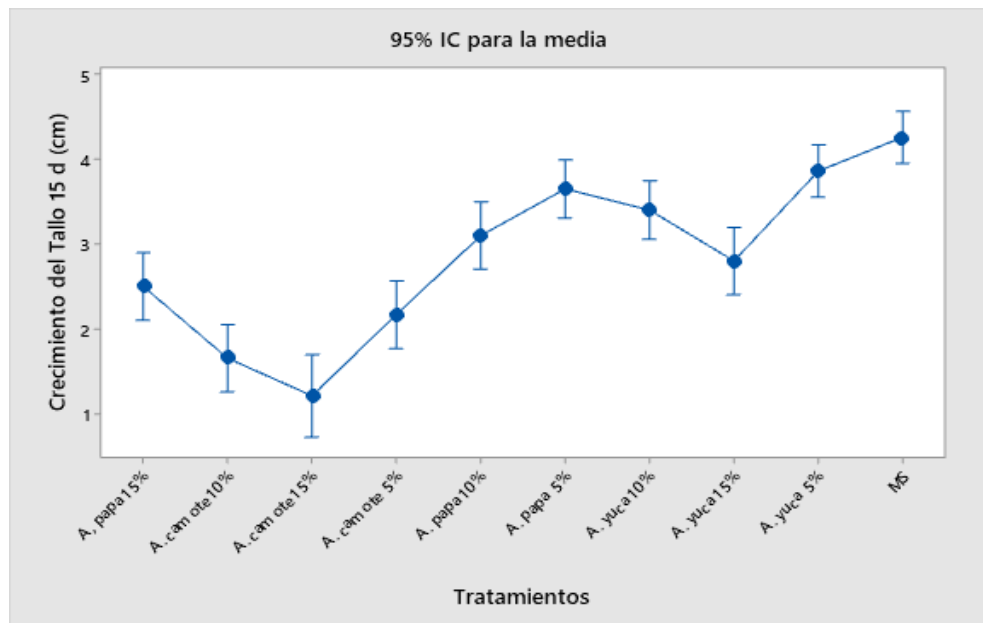


Figura 13. Medias de los valores del crecimiento del tallo en explantes vivos a los 15 días vs. Tratamientos con almidón a diferentes concentraciones

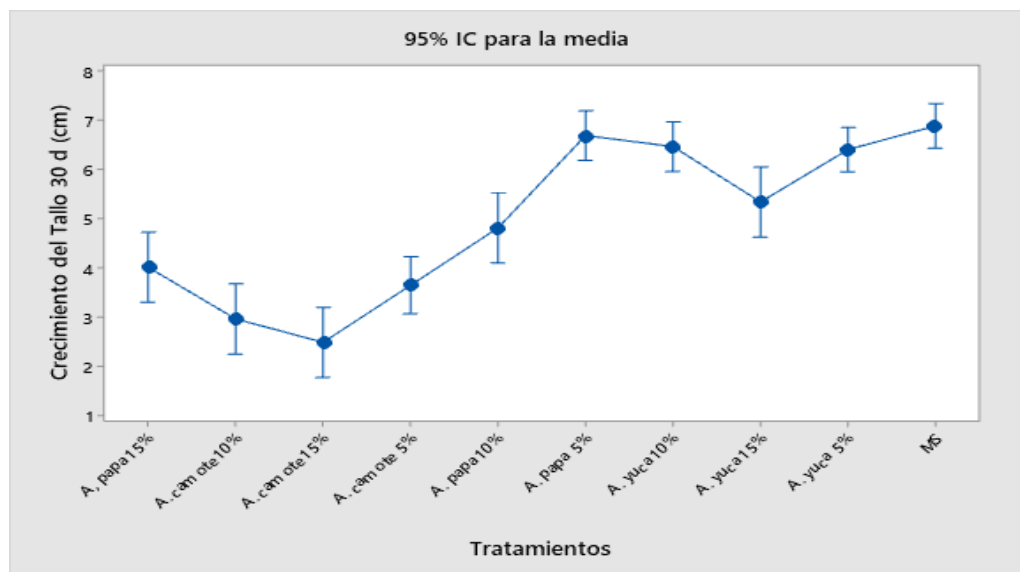


Figura 14. Medidas de los valores del crecimiento del tallo en explantes vivos a los 30 días vs. Tratamientos con almidón a diferentes concentraciones

Las Figuras 13 y 14, si bien ayudan a diferenciar de manera visual la divergencia entre las medias de los resultados del crecimiento de tallos, se necesitan otros análisis para determinar con exactitud estadística la diferencia entre grupos. Una vez que se ha determinado que existen diferencias entre las medias mediante el uso del ANOVA, las pruebas de rango post hoc permiten determinar qué medias difieren, es decir permiten identificar subconjuntos homogéneos de medias que no se diferencian entre sí. En el presente trabajo se hizo uso de la prueba de Scheffé, la cual se aplica para hacer

comparaciones múltiples de las medias de grupos. Su uso está relacionado con la prueba del análisis de la varianza, y se incluye dentro de las llamadas pruebas de comparaciones múltiples (Shapiro, 2003). Esta prueba se llevó a cabo ya que el número de repeticiones fue diferente, producto de la presencia de contaminación y posterior descarte de explantes (repeticiones no consideradas). Si el número de réplicas es diferente en los tratamientos o grupos a comparar, el método de Scheffé resulta ser más apropiado que el de Tukey (Cardoso & Veitía, 2008). En las Tablas 8 y 9, se muestra la prueba de Scheffé en respuesta al tamaño del tallo a los 15 y 30 días respectivamente. En la Tabla 8 los valores en rojo indican un valor estadístico diferente a la media en estudio, los valores en negro representan valores similares. Fue corroborado que, a los 15 días de crecimiento, la media de los valores de tamaño del tallo con concentración de almidón de 5% fue estadísticamente similar (valor cercano a 1) a la media del medio con MS ($\mu_{A. \text{yuca } 5\%} \approx \mu_{MS}$).

Tabla 8 .Prueba de Scheffé para el análisis del tamaño del tallo de aguaymanto (*Physalis peruviana*) a los 15 días de crecimiento.

	{1}	{2}	{3}	{4}	{5}	{6}	{7}	{8}	{9}	{10}
Tratamientos	4.2600	3.8600	3.4000	2.8000	3.6500	3.1000	2.5000	2.1667	1.6533	1.2100
MS		0.925	0.160	0.003	0.602	0.034	0.000	0.000	0.000	0.000
A. yuca 5%	0.925		0.883	0.070	0.999	0.413	0.007	0.000	0.000	0.000
A. yuca 10%	0.160	0.883		0.774	0.999	0.997	0.249	0.029	0.001	0.000
A. yuca 15%	0.003	0.070	0.774		0.321	0.998	0.998	0.786	0.089	0.014
A. papa 5%	0.602	0.999	0.999	0.321		0.849	0.053	0.004	0.000	0.000
A. papa 10%	0.034	0.413	0.997	0.998	0.849		0.834	0.286	0.012	0.002
A. papa 15%	0.000	0.007	0.249	0.998	0.053	0.834		0.996	0.418	0.085
A. camote 5%	0.000	0.000	0.029	0.786	0.004	0.286	0.996		0.927	0.403
A. camote 10%	0.000	0.000	0.001	0.089	0.000	0.012	0.418	0.927		0.986
A. camote 15%	0.000	0.000	0.000	0.014	0.000	0.002	0.085	0.403	0.986	

A los 30 días de crecimiento en cambio el comportamiento de la concentración de almidón de yuca 5%, se mantuvo estadísticamente similar al medio control MS, sin embargo, el ensayo con almidón de yuca 10% y almidón de papa 5%, se mantuvieron en valores

similares al medio control ($\mu_{A. \text{yuca } 5\%} \approx \mu_{ms}$, $\mu_{A. \text{yuca } 10\%} \approx \mu_{ms}$, $\mu_{A. \text{papa } 5\%} \approx \mu_{ms}$). Del mismo modo que el análisis de evaluación de sobrevivencia de explantes, el índice de crecimiento se vio mayormente afectado por la concentración de almidón de yuca 5%, presentándose como un candidato idóneo para la sustitución del medio complejo MS.

Tabla 9. Prueba de Scheffé para el análisis del tamaño del tallo de aguaymanto (*Physalis peruviana*) a los 30 días de crecimiento.

Tratamientos	{1}	{2}	{3}	{4}	{5}	{6}	{7}	{8}	{9}	{10}
	6.8700	6.3900	6.4500	5.3250	6.6750	4.8000	4.0000	3.6333	2.9500	2.4750
MS		0.975	0.993	0.174	1.000	0.021	0.001	0.000	0.000	0.000
A. yuca 5%	0.975		1.000	0.646	1.000	0.149	0.005	0.000	0.000	0.000
A. yuca 10%	0.993	1.000		0.621	1.000	0.146	0.006	0.000	0.000	0.000
A. yuca 15%	0.174	0.646	0.621		0.373	0.998	0.595	0.171	0.030	0.005
A. papa 5%	0.998	0.998	0.998	0.373		0.063	0.002	0.000	0.000	0.000
A. papa 10%	0.021	0.149	0.146	0.998	0.063		0.965	0.641	0.173	0.036
A, papa 15%	0.001	0.005	0.006	0.595	0.002	0.965		1.000	0.842	0.402
A. camote 5%	0.000	0.000	0.000	0.171	0.000	0.641	1.000		0.977	0.650
A. camote 10%	0.000	0.000	0.000	0.030	0.000	0.173	0.842	0.977		0.999
A. camote 15%	0.000	0.000	0.000	0.005	0.000	0.036	0.402	0.650	0.999	

Para evaluar la influencia del tipo de almidón utilizado y las concentraciones formuladas (5, 10 y 15%), se tuvo que realizar un reordenamiento de los datos, de tal manera que obtengamos dos variables categóricas (Tipo de almidón y Concentración) y una variable dependiente (Tamaño del tallo a los 15 y 30 días). En las Figuras 15 y 16, se muestran las gráficas de efectos principales para el crecimiento del tallo a los 15 y 30 días.

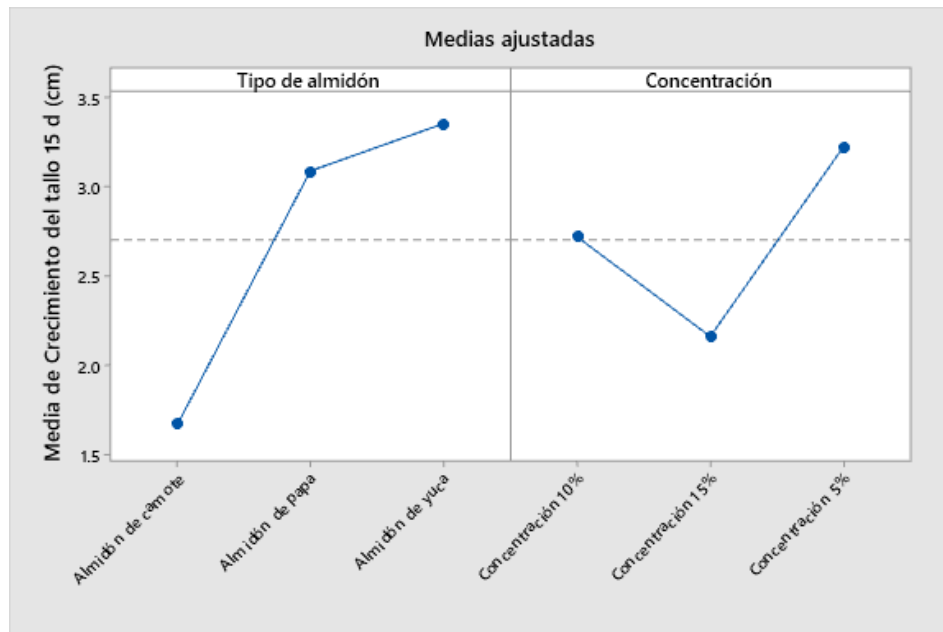


Figura 15. Efectos principales para el crecimiento del tallo a los 15 días

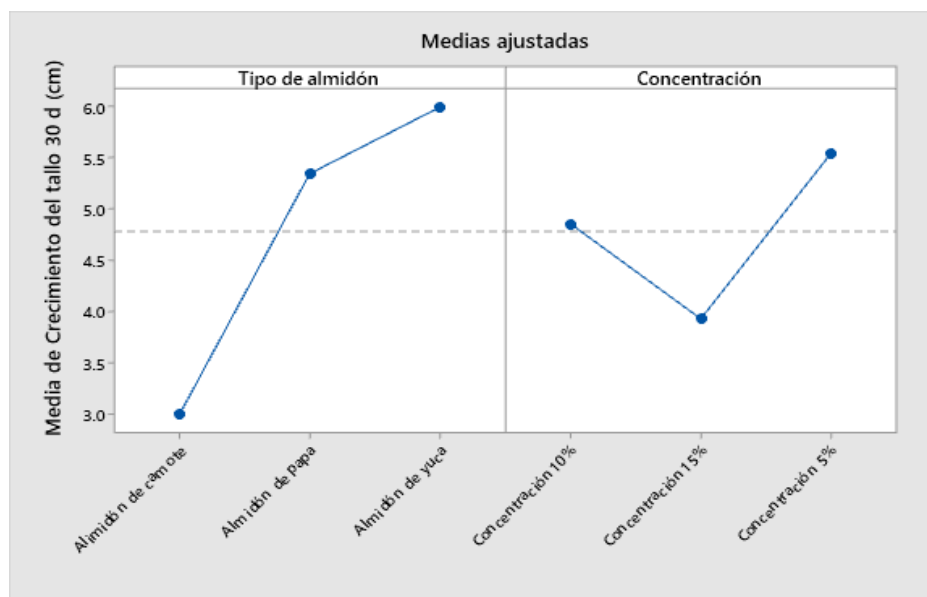


Figura 16. Efectos principales para el crecimiento del tallo a los 30 días

Como puede ser apreciado, en la gráfica de los efectos principales de la Figura 15 y 16, el efecto del almidón de yuca presentó mayores valores en función del crecimiento de los explantes (comportamiento similar en los anteriores resultados). El almidón de papa presentó también resultados considerablemente significativos a los 15 y 30 días, seguidos del almidón de camote que representó en los menores valores de crecimiento. Si bien los ensayos con almidón de camote y papa no obtuvieron el mismo crecimiento al momento de utilizar almidón de yuca o el medio control MS, no se puede considerarlos no aptos,

ya que las tres sustancias evaluadas fueron estadísticamente significativas y representan como candidatos para considerarse en sustitutos de agentes gelificantes para la producción de plántulas *in vitro*.

Los buenos resultados en función del crecimiento de los explantes se puede explicar en el sentido de que el almidón posee menor poder gelificante, lo que genera medios de cultivo con menor dureza, que promueve una mejor función de la parte radicular de la planta, posibilitando la elongación celular, que macroscópicamente se expresa con una mayor longitud (Mbanaso, 2008). Por otro lado, el almidón de yuca (ensayos con los que se tuvieron mayor crecimiento), tiene menor porcentaje de amilosa, por lo tanto, permite una mayor difusión de los nutrientes para la planta (Hernández-Medina et al., 2008).

En relación con esto último mencionado, los diferentes almidones evaluados presentan diferentes porcentajes de amilosa y amilopectina, y diferentes puntos de gelatinización (Joye, 2019). Cuando un almidón se encuentra mezclado con agua y se aplica calor, los enlaces intermoleculares se rompen. Esto permite que los sitios que están enlazados con hidrógeno, hidroxilo, hidrógeno y oxígeno, se puedan unir con el agua (Balakrishna et al., 2020). Una temperatura de gelatinización de 65.2°C con 17% de amilosa en el almidón de yuca, puede estar relacionado a un tiempo de gelatinización más rápido, propiedades nutritivas estables y mayor difusión en los nutrientes (Baks et al., 2008).

Es importante resaltar que, el uso de almidones en este estudio permitió obtener plantas con buen desarrollo sin la necesidad de mezclarlo con ningún otro agente solidificante de mayor costo. Romay et al., (2006), propuso que el uso del almidón modificado de yuca AIM TF-351, como una alternativa más económica, fácil manejo y disponibilidad sobre otros agentes gelificantes, como el Phytigel®, en medios de micropropagación. Otras investigaciones indican la existencia de compuestos que pueden sustituir el gelificante para la producción de plántulas *in vitro*. Algunos ejemplos de las sustancias que se han usado como sustitutos son los almidones de maíz, papa, arroz y banano (Martín et al., 2012). Igualmente se ha usado harina y sémola de papa (Sharifi et al., 2010) y harina de sagú (Rodríguez González & Hechevarría Sosa, 2006).

4.3. Evaluación del número de hojas de explantes de *Physalis peruviana*

El número de hojas en explantes de *Physalis peruviana in vitro* a diferentes concentraciones de almidón de yuca, papa y camote, fue evaluado a los 15 y 30 días de iniciado la siembra. Los resultados mostrados en la Tabla 10, muestran el número de hojas obtenido durante la experimentación utilizando diferentes concentraciones de almidón. Tal y como fue señalado para el caso anterior (evaluación de la longitud del tallo), los explantes en brotación libres de contaminación/oxidación fueron tomados en cuenta para el análisis del promedio del número de hojas, los explantes que presentaron contaminación no fueron tomados en consideración para los análisis estadísticos.

Tabla 10 .Datos de la evaluación de la influencia de diferentes concentraciones de almidón de yuca, papa y camote con el N° de hojas de los explantes.

	Rep.	15 días de crecimiento		30 días de crecimiento	
		Vivos	N° de hojas	Vivos	N° de hojas
MS	R1	1	3	1	5
	R2	1	3	1	3
	R3	1	2	1	3
	R4	1	2	1	4
	R5	1	3	1	6
A. yuca 5%	R1	1	2	1	5
	R2	1	3	1	3
	R3	1	3	1	4
	R4	1	2	1	5
	R5	1	2	1	3
A. yuca 10%	R1	1	2	1	3
	R2	1	0	1	0
	R3	1	2	1	2
	R4	1	2	1	3
	R5	0	0	0	0
A. yuca 15%	R1	1	3	1	3
	R2	1	0	1	0
	R3	1	2	0	0
	R4	0	0	0	0
	R5	0	0	0	0
A. papa 5%	R1	1	2	1	4
	R2	1	1	1	3
	R3	1	3	1	4
	R4	1	1	1	4
	R5	0	0	0	0
	R1	1	2	1	2

A. papa 10%	R2	1	1	1	3
	R3	1	2	0	0
	R4	0	0	0	0
	R5	0	0	0	0
A. papa 15%	R1	1	0	0	0
	R2	0	2	0	0
	R3	0	1	0	0
	R4	1	0	1	2
	R5	1	0	1	1
A. camote 5%	R1	0	2	0	0
	R2	0	0	0	0
	R3	1	1	1	3
	R4	1	0	1	0
	R5	1	0	1	2
A. camote 10%	R1	0	0	0	0
	R2	0	1	0	0
	R3	1	2	0	0
	R4	1	0	1	0
	R5	1	0	1	1
A. camote 15%	R1	0	1	0	0
	R2	0	0	0	0
	R3	0	1	0	0
	R4	1	0	1	1
	R5	1	0	1	2

El ANOVA de un solo factor expresado en función del número de hojas de los explantes a los 15 días, no fue significativo a un nivel de significancia del 5%, $\alpha = 0.05$, sin embargo, para los 30 días de lectura, los resultados se mostraron más diferenciados, presentándose el ANOVA con significancia estadística.

El análisis ANOVA unifactorial son expresados en las Tablas 11 y 12, para 15 y 30 días de evaluación respectivamente.

Tabla 11. ANOVA del número de hojas en explantes de aguaymanto (*Physalis peruviana*) utilizando diferentes concentraciones de almidón de (yuca, papa y camote) a los 15 días de la inoculación en medios de propagación.

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Tratamientos	9	12.06	1.3399	1.72	0.137
Error	25	19.48	0.7793		
Total	34	31.54			

Tabla 12. ANOVA del número de hojas en explantes de aguaymanto (*Physalis peruviana*) utilizando diferentes concentraciones de almidón (yuca, papa y camote) a los 30 días de la inoculación en medios de propagación.

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Tratamientos	9	47.67	5.297	3.87	0.005
Error	21	28.72	1.367		
Total	30	76.39			

El valor p generado para los primeros 15 días de lectura resultó en un valor fuera del umbral de significancia estadística, Valor $p_{15 \text{ días}} = 0.137 > 0.05$, esto puede significar que los tratamientos con almidón a diferentes concentraciones no presentan variabilidad entre las medias de número de hojas en los explantes. Por otro lado, a los 30 días de lectura, el valor p resultó en un valor dentro del umbral de significancia estadística, Valor $p_{30 \text{ días}} = 0.005 < 0.05$. Considerando los 30 días de crecimiento como el valor real y asumiendo un periodo de brotación de hojas en *Physalis peruviana* tardío (mayor a 15 días), se puede afirmar que, existe variabilidad estadística entre las concentraciones utilizadas de almidón en respuesta al número de hojas.

Las Figuras 17 y 18, muestran las gráficas de medias del número de hojas en explantes a 15 y 30 días de crecimiento. Tal y como fue presentado en los dos puntos anteriores, las medias que presentaron mayor índice de brotación de hojas fueron los explantes que crecieron en medios con almidón de yuca al 5% (15 primeros días) y almidón de papa 5% y almidón de yuca 5% (30 días de lectura). En los primeros 15 días, tan sólo los explantes que crecieron en almidón de yuca 5% representaron una media de 2.4 hojas, similar a la media de 2.6, que se obtuvo utilizando el medio control MS. A los 30 días fue más notorio la divergencia entre el índice de brotación, los medios con almidón de yuca 5% y almidón de papa 5%, presentaron medias similares al medio control MS (4.2 en promedio de hojas).

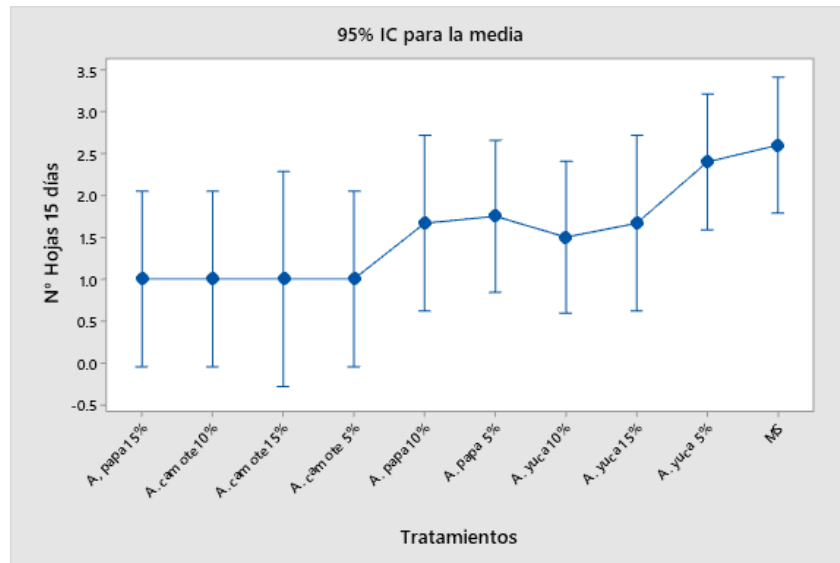


Figura 17. Medidas de los valores del número de hojas en explantes vivos a los 15 días vs. Tratamientos con almidón a diferentes concentraciones

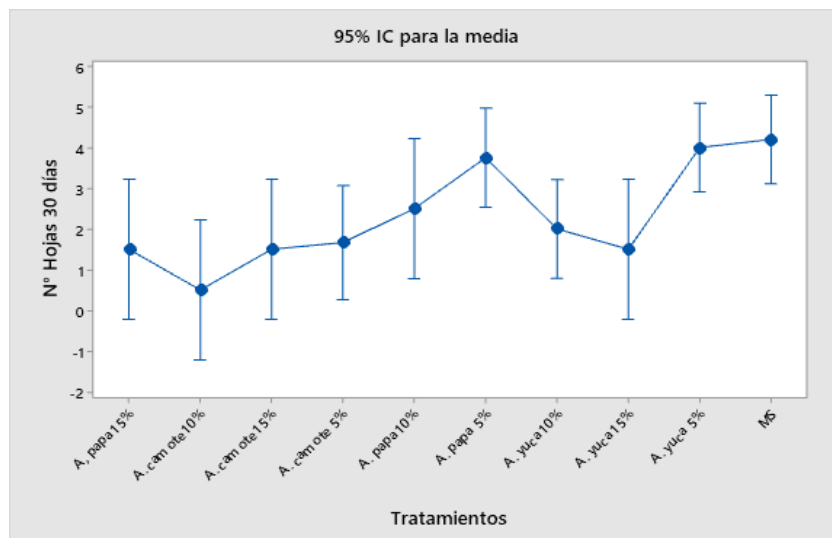


Figura 18. Medidas de medias de los valores del número de hojas en explantes vivos a los 30 días vs. Tratamientos con almidón a diferentes concentraciones

La prueba de Scheffé para análisis de medias entre grupos fue realizado considerándose los 30 días de lectura debido a la no significancia de los resultados encontrado a los 15 días de crecimiento. La Tabla 13 muestra la similitud entre medias de los grupos, teniendo valores entre un rango de 0 a 1, siendo 1, el valor representativo para medias similares. Cómo fue señalado anteriormente, las lecturas en almidón de yuca 5% y papa 5%, indican

similitud estadística en relación al medio control MS.

Tabla 13. Prueba de Scheffe para el análisis del número de hojas de aguaymanto (*Physalis peruviana*) a los 30 días de crecimiento.

	{1}	{2}	{3}	{4}	{5}	{6}	{7}	{8}	{9}	{10}
Tratamientos	4.200	4.000	2.000	1.500	3.750	2.500	1.500	1.166	.5000	1.500
	0	0	0	0	0	0	0	7	0	0
MS		1.000	0.562	0.584	1.000	0.953	0.584	0.485	0.183	0.584
A. yuca 5%	1.000		0.684	0.681	1.000	0.979	0.681	0.597	0.241	0.681
A. yuca 10%	0.562	0.684		1.000	0.860	1.000	1.000	1.000	0.983	1.000
A. yuca 15%	0.584	0.681	1.000		0.823	1.000	1.000	1.000	1.000	1.000
A. papa 5%	1.000	1.000	0.860	0.823		0.995	0.823	0.779	0.377	0.823
A. papa 10%	0.953	0.979	1.000	1.000	0.995		1.000	1.000	0.957	1.000
A, papa 15%	0.584	0.681	1.000	1.000	0.823	1.000		1.000	1.000	1.000
A. camote 5%	0.485	0.597	1.000	1.000	0.779	1.000	1.000		0.998	1.000
A. camote 10%	0.183	0.241	0.983	1.000	0.377	0.957	1.000	0.998		1.000
A. camote 15%	0.584	0.681	1.000	1.000	0.823	1.000	1.000	1.000	1.000	

Al igual que el punto anteriormente desarrollado, para evaluar la influencia del tipo de almidón utilizado y las concentraciones formuladas (5, 10 y 15%), se tuvo que realizar un reordenamiento de los datos (ANOVA FACTORIAL), de tal manera que obtengamos dos variables categóricas (Tipo de almidón y Concentración) y una variable dependiente (Número de hojas a los 15 y 30 días). En las Figuras 19 se muestra la gráfica de efectos principales para el número de hojas presentado por los explantes a los 30 días de crecimiento. Los medios con almidón de papa y yuca tuvieron el mismo impacto en el número de hojas por explante, siendo la concentración de 5% la más adecuada para este propósito.

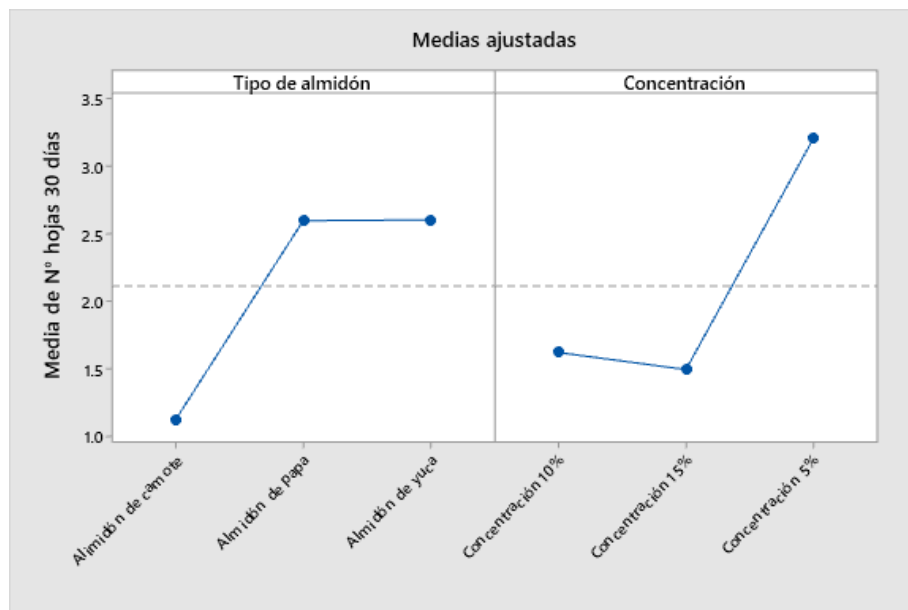


Figura 19. Efectos principales para el número de hojas de *Physalis peruviana* a los 30 días de lectura

Desde el punto de vista estadístico, los resultados para la influencia del tipo de almidón utilizado en relación con el número de hojas de los explantes fueron altamente significativos. Resultados similares fueron encontrados por Mohamed et al., (2010), el cual muestra diferencias significativas entre cada una de las mezclas de agar y almidón utilizadas para medios de propagación de nodos y hojas de papa (*S. tuberosum*), del mismo modo Mengesha et al., (2012), encontró que al variar la concentración del medio de cultivo de propagación en *Vainilla planifolia*, se mejoraba la cantidad de nodos y hojas en los explantes. Por otro lado, Rodríguez-González & Hechevarría-Sosa, (2006), no observaron diferencia estadística en el número de hojas en la micropropagación de explantes de *Orthosiphon aristus* y *Artemisia absintium*, cultivados en medios

solidificados con mezclas de agar, harina de sagú y gel de *Aloe vera*. Según Martín et al., (2013), es de esperar que cada especie de plántula se comporte de una manera diferente, por los requerimientos nutricionales y los rasgos metabólicos, por ende, los índices de formación de hojas y nodos son no constantes.

4.4. Evaluación a diferentes concentraciones de almidón de yuca y papa en el crecimiento *in vitro* del tallo y número de hojas (*Physalis peruviana*).

Habiendo evaluado el efecto de los diferentes tipos de almidón a diferentes concentraciones, se puede concluir que los ensayos realizados con medio en base a almidón de yuca 5% y almidón de papa 5%, fueron los más significativos estadísticamente ($p < 0.05$), presentándose como candidatos adecuados para la sustitución de medios gelificantes para micropropagación. Por tal motivo, en esta sección se evalúa el efecto de estos dos tipos de almidón a concentraciones en el rango de 0 a 5% (debido a que en este rango de concentración se pudo observar los mejores resultados en los puntos especificados anteriormente), teniendo como variable dependiente la media en crecimiento del tallo del explante (cm) y el N° de hojas. Todos los análisis fueron llevados a cabo en 5 repeticiones, para lo cual, se empleó una matriz de diseño factorial completo 2^2 , con cuatro puntos centrales, siguiendo las concentraciones detalladas en la Tabla

Tabla 14. Diseño factorial completo 2^2 para análisis de la influencia de diferentes concentraciones de almidón de yuca y papa en el crecimiento *in vitro* de *Physalis peruviana*

	Concentraciones	
	(Valores reales y codificados)	
	-1	+1
Almidón de yuca (%)	0	5
Almidón de papa (%)	0	5

Los resultados de la evaluación a diferentes concentraciones de almidón de yuca y papa son mostrados en la Tabla 15, la variable respuesta es expresada en valores promedio del crecimiento y número de hojas de los explantes.

Tabla 15. Matrix del diseño experimental para evaluación de la influencia de diferentes concentraciones de almidón de yuca y papa en el crecimiento in vitro de aguaymanto (*Physalis peruviana*)

Almidón de yuca 5%	Almidón de papa 5%	Media del crecimiento del tallo (cm)	Media del N° de hojas
0.0	0.0	1.50	2.00
5.0	0.0	6.35	4.10
0.0	5.0	5.20	4.00
5.0	5.0	2.50	2.20
2.5	2.5	3.30	3.00
2.5	2.5	3.50	3.20
2.5	2.5	3.40	3.10
2.5	2.5	3.40	3.20

El ANOVA para el diseño factorial completo mostró una gran significancia estadística ($R^2 = 0.966$), para el promedio del crecimiento del tallo del explante y ($R^2 = 0.991$) para el número de hojas. La variable correspondiente al almidón de yuca 5% se mostró estadísticamente significativa (valor $p = 0.037 < 0.05$) para el crecimiento del explante, sin embargo, no fue significativa para el promedio en número de hojas (valor $p = 0.17 > 0.05$). Por otro lado, el almidón de papa no presentó significancia estadística para el diseño factorial para ninguna de las variables respuestas.

En las Figuras 20 y 21, son representadas las gráficas de superficies de respuesta para el crecimiento del tallo y el número de hojas en función de diferentes concentraciones de almidón de yuca y papa. Se puede señalar en la Tabla 15, que las combinaciones de ambos almidones significaron en un descenso del tamaño del explante (Almidón de yuca 5% + Almidón de papa 5%), incluso esta combinación a una concentración relativamente adecuada (almidón de yuca 2.5% + almidón de papa 2.5%), demostró obtenerse una menor respuesta a lo encontrado cuando se utilizó medio de propagación con un solo tipo de almidón 5%. Las superficies en rojo indican una maximización de la respuesta

(variable dependiente), indicando que a concentraciones separadas de almidón de yuca 5% y papa 5%, se obtienen los mejores resultados a los 30 días de evaluación.

Para explicar la significancia estadística de la influencia del almidón de yuca 5% en el tamaño del explante y el número de hojas que estos presentaron, podemos partir del hecho que este tipo de almidón actúa como una fuente adicional de carbono y a su vez, agrega otros suplementos iónicos al medio que muy probablemente condujeron a un mejor crecimiento celular y morfogénesis (Onwueme, 1978). Otros autores señalan que el almidón de yuca tiene la capacidad de formar enlaces de hidrógeno, lo que da como resultado una mayor capacidad de retención de agua (Buah, 2014). Es muy probable que estos atributos del almidón de yuca hayan contribuido al número de brotes y el crecimiento del explante registrado.

El potencial hídrico de los distintos medios probablemente influyó en las diferencias en los parámetros considerados en este estudio. Cuando un medio tiene un potencial hídrico bajo, el flujo de agua hacia los tejidos se ve afectado y esto influye la conductancia de las hojas y la actividad fotosintética (Tang et al., 2002).

En definitiva, fue evidente que la adición del almidón de yuca 5% mejora las características del medio como se muestra en el crecimiento de plántulas en medio solidificado, favoreciendo a la formación adecuada de explantes y reduciendo inclusive costos de hasta aproximadamente el 42.5% en comparación del uso del agar (Kuriet al., 2008).

Fitted Surface; Variable: Crecimiento promedio del Tallo (cm) 30 días
 DV: Crecimiento promedio del Tallo (cm) 30 días

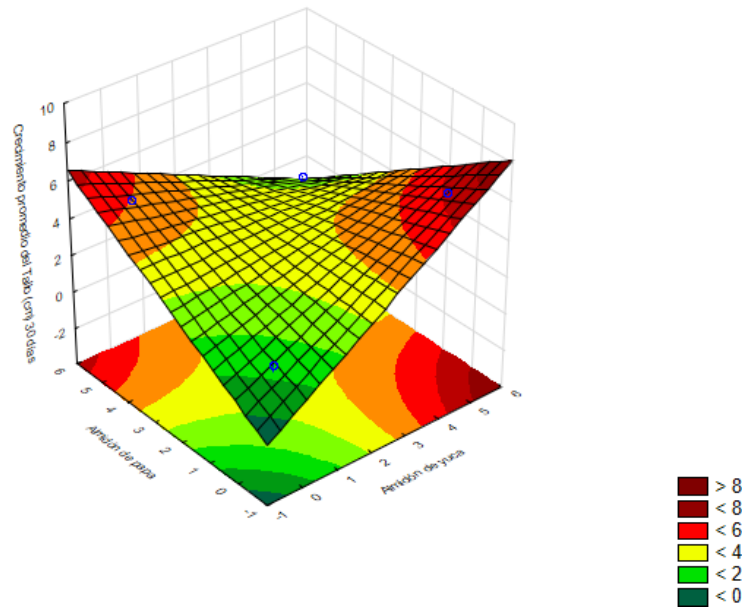


Figura 20 . Superficie de respuesta para el crecimiento en tallo del explante de Physalis peruviana.

Fitted Surface; Variable: N° de hojas promedio c/ 30 días
 DV: N° de hojas promedio c/ 30 días

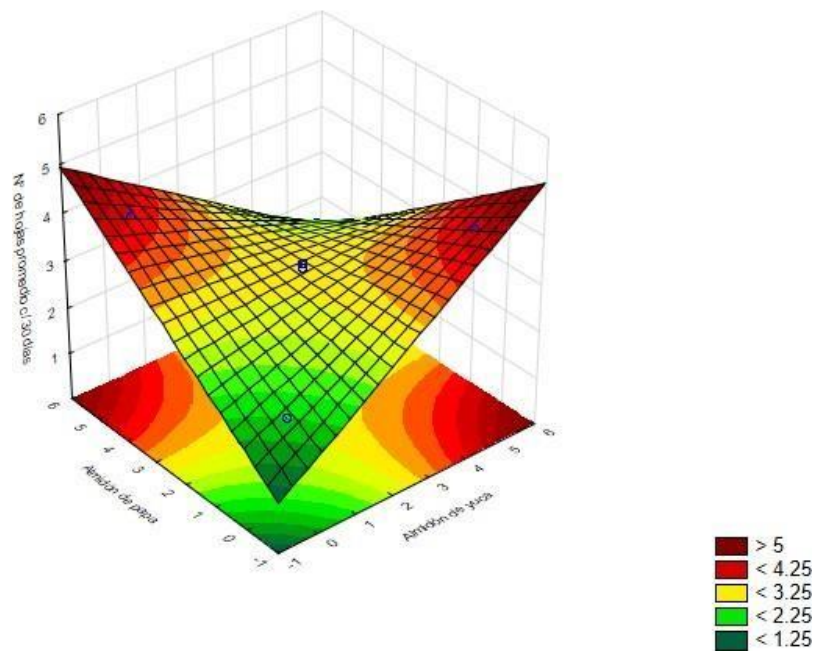


Figura 21 . Superficie de respuesta para el número de hojas del explante de Physalis peruviana.

V. CONCLUSIONES

- En el almidón de papa (*Solanum Tuberosum*) tuberosum mostró mayor porcentaje de explantes vivos a una concentración del 5% .
- El almidón de yuca (*Manihot esculenta*) a una concentración del 5%, presento mejores resultados en el crecimiento del tallo, porcentaje de supervivencia y numero de hojas.
- El almidon de camote (*Ipomea batatas*) a los 15 y 30 dias de evaluacion presentaron menores valores de crecimiento, porcentaje de explantes vivos y numero de hojas.
- En la presente investigación se afirma que es posible emplear almidon yuca a una concentración del 5% debido a que se obtuvieron mejores resultados en nuestras variables evaluadas.

VI. RECOMENDACIONES

- Con respecto al área de trabajo se sugiere contar con un laboratorio más implementado en Biotecnología vegetal.
- Realizar un estudio económico para observar si usar almidones a partir de cascara de yuca reducen el costo por plántula.
- En el proceso de micropropagación se sugiere implementar un buen protocolo en el proceso de esterilización de medios trabajados con almidón.
- Plantear un estudio de la influencia de la amilosa y amilopectina en el crecimiento de los explantes en un proceso de 15 y 30 días.
- Evaluar las consistencias de los almidones y su crecimiento radicular de los explantes.
- Hacer pruebas regulando el pH de los medios con almidones antes de la esterilización para obtener un pH cercano a 5.8 y después de la esterilización para observar si existe una mejora en el crecimiento de las vitro-plantas
- Se sugiere seguir evaluando el almidon de yuca a distintas concentraciones sin emplear el medio Murashige & Skoog (MS) y realizar un análisis físico químico para determinar la cantidad de nutrientes que la cascara de almidon proporcionan en el medio de almidon para el crecimiento de las plantas in vitro .
- El programa minitab si bien ayudan a diferenciar de manera visual la divergencia entre las medias de los resultados del crecimiento de tallos, se necesita de otros análisis para determinar con exactitud estadística la diferencia entre grupos.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Arapogli, D. I. (2010). Produccion de etanol a partir de patata de residuos .Gestion de residuos, 1898-1902.
- Azofeifa-Delgado, Á. (s.f.). Problemas de oxidación y oscurecimiento de explantes cultivados in vitro. *Agronomía Mesoamericana*, 20(1), 153. Obtenido de <https://doi.org/10.15517/am.v20i1.4990>.
- Badui, S. (. (s.f.). *Química de los alimentos*. México: *Pearson Educación*.
- Baks, T. B. (s.f.). Effect of pressure and temperature on the gelatinization of starch at various starch concentrations. *Biomacromolecules*, 9(1), 296-304. Obtenido de <https://doi.org/10.1021/bm700814a>
- Balakrishna, A. K. (s.f.). A Review on the Effect of High Pressure Processing (HPP) on Gelatinization and Infusion of Nutrients. *Molecules*, 25(10), 2369. Obtenido de <https://doi.org/10.3390/molecules25102369>
- Bean, A. R. (2006). *Physalis (Solanaceae) in Australia - Nomenclature and identification*. *Syst. Bot.* (pp 127). Australia.
- Buah, J. N. (s.f.). *Suitability of Cassava Starch as a Gelling Agent for the in vitro Culture of Banana Plantlets*. 9, 340-349. Obtenido de <https://doi.org/10.3923/ajft.2014.340.349>
- Belitz, H. D. (s.f.). *Química de alimentos*. Berlín, Alemania: Springer.
- Benavides, A. (2011). El camote el valor nutricional y su uso en la repostería (*Tecnólogo en Gastronomía*), *Universidad Técnica del Norte Ibarra, Ecuador*.
- Bhojwani SS, Dantu PK. (2013). Micropropagation. *Plant tissue culture: an introductory text*. Uttar Pradesh (India): *Editorial Springer India*. p. 245-274.
- Biliaderis, C. G. (1991). La Estructura e Interacciones del Almidón con los Constituyentes Alimenticios. *Can J. Phyciol Pharmacol*, 69: 60-78. Recuperado de https://www.researchgate.net/publication/21118614_The_Structure_and_Interactions_of_Starch_with_Food_Constituents
- Bon, M; Bonal, D; Goh, D & Monteuis, O. (1998). Influence of different macronutrient solutions and growth regulators on micropropagation of juvenile *Acacia mangium* and *Paraserianthes falcata* explants. *Plant Cell Tissue Organ Cult.* 53: 171-177.
- Borba, Nathalie, (2008). La papa: un alimento básico. Posibles impactos frente a la introducción de papa transgénica. Red de acción en plaguicidas y sus alternativas para América Latina. Consultado en marzo del 2013, disponible en <http://www.rapaluruaguay.org/transgenicos/Papa/Papa.pdf>. Uruguay. pp. 11
- Buitrago, J.A. (1990). La yuca en la Alimentación Animal. Centro Internacional

Tropical (CIAT). Cali, Colombia. 446 p.

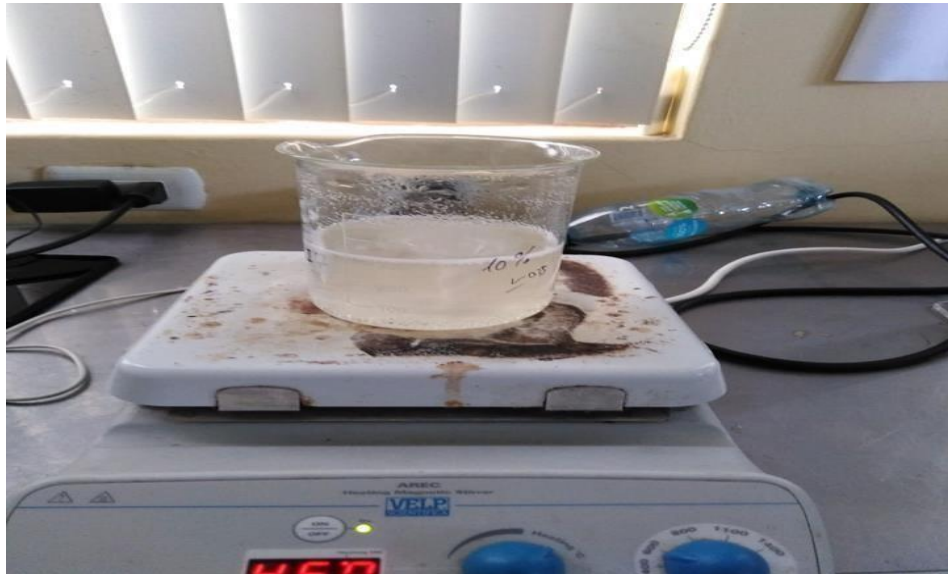
- Cardoso, G. C. (s.f.). Aplicación de métodos de comparaciones múltiples en Biotecnología Vegetal. *Biotecnología Vegetal*, 8(2),. Obtenido de Article 2. <https://revista.ibp.co.cu/index.php/BV/article/view/337>.
- Cassells, A. C. (s.f.). Pathogen and biological contamination management in plant tissue culture: Phytopathogens, vitro pathogens, and vitro pests. *Methods in Molecular Biology (Clifton, N.J.)*, 877, 57-80. Obtenido de https://doi.org/10.1007/978-1-61779-818-4_6.
- Ceballos, H. y De La Cruz, G. A. (2002) La yuca en el tercer milenio: Sistemas modernos de producción, procesamiento, utilización y comercialización. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali-Colombia.
- Chang KC, 2. (s.f.). Polyphenol antioxidants from potato peels: Extraction optimization and application to stabilizing lipid oxidation in foods. In *Proceedings of the National*.
- Cheng, Y., TSAI, M., & TSENG, K. (s.f.). *Effect of amylose content on the rheological property of rice starch. Cereal Chemistry*, v. 73, n. 4, p. 415-420, 1996.
- Coultate, T. P. (1998). Manual de química y bioquímica de los alimentos. Zaragoza, España: Editorial Acribia S.A.
- Daud, N., Taha, R. M., Noor, N. N. M., & Alimon, H. (2011). Provision of low cost media options for in vitro culture of *Celosia* sp. *African Journal of Biotechnology*, 10(80), 18349-18355. <https://doi.org/10.4314/ajb.v10i80>
- Espinosa, V. (2008). Estudios estructurales de almidón de fuentes no convencionales: mango (*Mangifera indica* L.) y plátano (*Musa paradisiaca* L.) (tesis de maestría). Instituto politécnico nacional, Yautepec, Morelos, México.
- Fennema, O.R. (2000). Química de los alimentos. Zaragoza, España: Editorial Acribia.
- Franco, T. (2007). Los bancos de germoplasma en las Américas (en línea). *Recurso Naturales y Ambientales* no. 53:81-84. Disponible en http://web.catie.ac.cr/informacion/RFCA/rev53/rna53_p81_84.pdf.
- Fisher G., Flórez V. y Sora A. (2000). Producción, Post- cosecha y exportación de la Uchuva. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Agronomía.
- Gayatri, M., & Kavyashree, R. (2015). *Plant tissue culture: Protocols in Plant Biotechnology* (1st ed.). Oxford: Alpha Science Intl.
- George, E. 1993. *Plant Propagation by Tissue Culture - Part 1 - The technology* (2nd ed.). Edington: Exegetics.

- George, E.F.; Debergh, P.C. (2008) Micropropagation: uses and methods. In: GEORGE, E.F.; HALL, M.A.; DE KLERK, G-J. Plant propagation by tissue culture. The Background. 3rd ed. Dordrecht: Springer. v.1, p.29-64.
- González, M. & Martín, C. (2011). In vitro preservation of Spanish Biodiversity. *In vitro Cell. Dev. Biol* 47: 46-54.
- Gordo, D. A. M., Gonzalez, O. C., & Pacheco, J. C. (2012). Sustancias utilizadas como agente gelificante alternativas al agar en medios de cultivo para propagación in vitro. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, 3(2), 49-62. <https://doi.org/10.22490/21456453.972>
- Guan, J., y Hanna, A. (2004). Extrusión de espumas de acetato de almidón de maíz y almidón de maíz nativo. *Biomacromolecules*, 5, 2329 - 2339.
- Handbook. (2012) Potato nutrition. United States Potato Board.
- Hartmann, H; Kester, D; Davies, F & Geneve, R. (1997). Plant propagation principles and practices. New Jersey. USA
- Hernández-Medina, M., Torruco-Uco, J. G., Chel-Guerrero, L., & Betancur-Ancona, D. (2008). Caracterización fisicoquímica de almidones de tubérculos cultivados en Yucatán, México. *Food Science and Technology*, 28, 718-726. <https://doi.org/10.1590/S0101-20612008000300031>
- Hurtado, D & Merino, M. 1988. Cultivo de tejidos vegetales. México
- IICA. 2015. Estudio: Mercado y producción de quinua en el Perú. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. Lima, Perú. 175 p.
- Joye, I. J. (2019). Starch. En L. Melton, F. Shahidi, & P. Varelis (Eds.), *Encyclopedia of Food Chemistry*(pp. 256-264).Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100596-5.21586-2>
- Kuria, P., Demo, P., & Kahangi, E. (2008). *Cassava starch as an alternative cheap gelling agent for the in vitro micro-propagation of potato (Solanum tuberosum L.)*. <https://doi.org/10.4314/AJB.V7I3.58410>
- Leifert, C., & Cassells, A. C. (2001). Microbial hazards in plant tissue and cell cultures. *In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant*, 37(2), 133-138. <https://doi.org/10.1007/s11627-001-0025-y>
- Martín, D., Cárdenas, O., & Cárdenas, A. (2013). Almidón de papa, agente gelificante alternativo en medios de cultivo para propagación in-vitro de lulo *Solanum quitoense* Lam. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 30(1), 3-11.
- Martínez C. (2010). Propiedades de *Physalis peruviana* L.)

- Mbanaso, E. N. A. (2008). Effect of multiple subcultures on Musa shoots derived from cassava starch-gelled multiplication medium during micropropagation. *African Journal of Biotechnology*, 7(24), Article 24. <https://doi.org/10.4314/ajb.v7i24.59626>
- Mengesha, A., Ayenew, B., Gebremariam, E., & Tadesse, T. (2012). *Micro-Propagation of Vanilla planifolia Using Enset (Ensete ventricosum (Welw, cheesman)) Starch as a Gelling Agent*. 7.
- Mohamed, M. a. H., Alsadon, A. A., & Mohaidib, M. A. (2010). Corn and potato starch as an agar alternative for Solanum tuberosum micropropagation. *African Journal of Biotechnology*, 9(1), Article 1. <https://doi.org/10.4314/ajb.v9i1>
- Narváez, E. (2013). Estudio de la consistencia y la estabilidad en refrigeración de almidón gelatinizado de camote (Ipomoea batatas L.), utilizado como espesante en mezcla con otros ingredientes (Ingeniera Agroindustrial), Escuela Politécnica Nacional Quito, Ecuador
- Olmos, S.; Luciani, G.; Galdeano, E. (2010) Biotecnología y Mejoramiento Vegetal: II Capítulo Micropropagacion. INTA. pp 353-362
- Onwueme, I. C. (1978). *The tropical tuber crops: Yams, cassava, sweet potato, and cocoyams*. <https://agris.fao.org/agrissearch/search.do?recordID=XF20150464> 92
- Protzman, T. F., Wagoner, J. A and Young, A H 1967. US Patent 3344216
- Ranganathan, K., & Uthayasooryan, M. (2016). Plant tissue culture (1): 6. Saarbrücken: LAP Lambert Academic Pub.
- Rodríguez González, H., & Hechevarría Sosa, I. (2006). Gel de Aloe vera (L.) N.L. Burm. Y harina de sagú como soporte sólido de medio de cultivo para plantas medicinales. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 11(1), 0-0.
- Romay, G., Matehus, J., Gerstl, A., Rueda, R., & Santana, M. A. (2006). Almidón modificado de yuca como sustituto económico del agente solidificante paramedios de cultivo de tejidos vegetales. *Interciencia*, 31(9), 686-689.
- Roquel, M. (2008). Diseño de una línea de producción para la elaboración de harina de camote (Ipomoea Batata). (Ingeniera Química), Universidad de San Carlos de Guatemala, San Carlos, Guatemala

- Schreiber F. (2012). Estudio de prefactibilidad para la producción y comercialización de aguaymanto (*Physalis peruviana* L.) en condiciones de valles andinos. Siera Exportadora. Lima-Perú
- Sharma, V. & Alam, A. (2015). Plant tissue culture (1st ed.). New Delhi: International Publishing House.
- Sharry S, Adema M, Abedini W. (2015). Plantas de probeta Manual para la propagación de plantas por cultivo de tejidos in vitro. 1eraed. Buenos Aires (Argentina): UNLP. 241 p.
- Shapiro, A. (2003). Scheffé's method for constructing simultaneous confidence intervals subject to cone constraints. *Statistics & Probability Letters*, 64(4), 403-406. [https://doi.org/10.1016/S0167-7152\(03\)00205-0](https://doi.org/10.1016/S0167-7152(03)00205-0)
- Sharifi, A., Moshtaghi, N., & Bagheri, A. (2010). Agar alternatives for micropropagation of African violet (*Saintpaulia ionantha*). *African Journal of Biotechnology*, 9(54), 9199-9203. <https://doi.org/10.4314/ajb.v9i54>
- Tang, A. -C., Kawamitsu, Y., Kanechi, M., & Boyer, J. S. (2002). Photosynthetic Oxygen Evolution at Low Water Potential in Leaf Discs Lacking an Epidermis. *Annals of Botany*, 89(7), 861-870. <https://doi.org/10.1093/aob/mcf081>
- Teow, Ch.; Truonga, V-D.; Mc-Feeters, R.; Thompson, R.; Pecota, K.; Yencho G. (2007). Antioxidant activities, phenolic and b-carotene contents of sweet potato genotypes with varying flesh colours. *Food Chemistry*, 103, 829-838.
- Tincopa, L. (2010). Establecimiento de un índice de genes de *Ipomoea batatas* (L) Lam. usando secuenciamiento 454 a partir de bibliotecas de DNA y desarrollo de de marcadores microsatélites. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú
- Umeh, B., & Uguru, M. (2013). Comparative study on agar and cassava gelled media in in-vitro propagation of ginger. *African journal of agricultural research*, 8, 2793-2798. <https://doi.org/10.5897/AJAR12.1831>
- Zegarra, K. (2014). Establecimiento in vitro de yemas y efecto de reguladores de crecimiento ANA y BAP en la micropropagación de *Polylepis rugulosa* (Queñua) de Zonas Altoandinas de Arequipa. *UCSM – Arequipa*

VIII. ANEXOS



Anexo 1. Preparación del medio Murashi-Shoog (MS) empleado para la micropropagación a diferentes concentraciones de los almidones.



*Anexo 2 .Pesado de almidon de papa (*Solanun tuberosum*) Yuca (*Manihot esculenta*) y Camote (*Ipomoea batata*) a diferentes concentraciones.*



Anexo 3. Preparacion de medios de cultivo a diferentes concentraciones de Papa (Solanum tuberosum) Yuca (Manihot esculenta) y Camote (Ipomoea batata)



Anexo 4. Evaluacion de las distintas concentraciones 5% de almidon de Papa (Solanum tuberosum), Yuca (Manihot esculenta) y Camote (Ipomoea batata)



Anexo 5. Almidon de Yuca (Manihot esculenta) al 5% con plantas de segmentos nodales de Aguaymanto (Physalis peruviana)



Anexo 6 . Almidon de Papa (Solanum tuberosum) al 5% con segmentos nodales de Aguaymanto (Physalis peruviana)



*Anexo 7. Almidon de Camote (*Ipomoea batata*) al 5% con segmento nodales de Aguaymanto (*Physalis peruviana*)*



*Anexo 8. Almidon de Yuca (*Manihot esculenta*) con explantes de Aguaymanto (*Physalis peruviana*)*



*Anexo 9. Almidon de Yuca (Manihot esculenta)
con explantes de Physalis peruviana a los 30
dias*

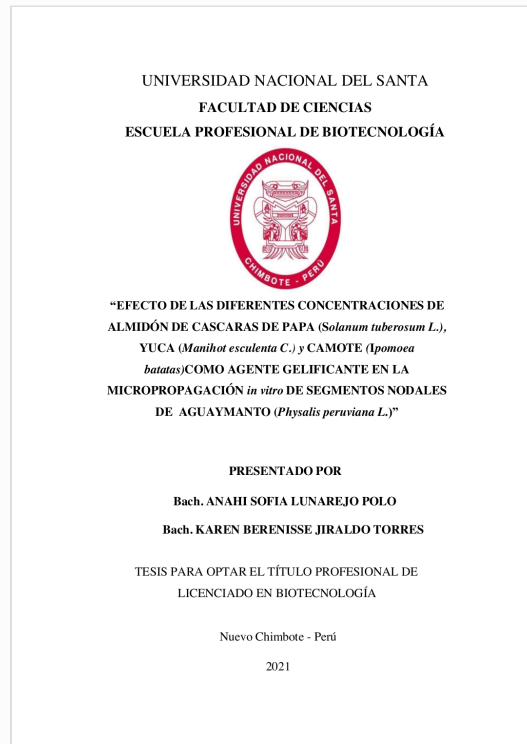


Recibo digital

Este recibo confirma que su trabajo ha sido recibido por **Turnitin**. A continuación podrá ver la información del recibo con respecto a su entrega.

La primera página de tus entregas se muestra abajo.

Autor de la entrega: Eterio Alva Muñoz
Título del ejercicio: Karen JIRALDO TORRES Anahi LUNAREJO POLO
Título de la entrega: tesis Jiraldo y Lunarejo
Nombre del archivo: TESIS_JIRALDO_Y_LUNAREJO._1.pdf
Tamaño del archivo: 1.88M
Total páginas: 68
Total de palabras: 16,053
Total de caracteres: 85,077
Fecha de entrega: 25-may.-2022 10:13p. m. (UTC-0500)
Identificador de la entrega... 1844342091



INFORME DE ORIGINALIDAD

12%

INDICE DE SIMILITUD

12%

FUENTES DE INTERNET

1%

PUBLICACIONES

0%

TRABAJOS DEL
ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	repositorio.uns.edu.pe Fuente de Internet	3%
2	dspace.unitru.edu.pe Fuente de Internet	2%
3	repositorio.lamolina.edu.pe Fuente de Internet	1%
4	cybertesis.uach.cl Fuente de Internet	1%
5	repositorio.unjfsc.edu.pe Fuente de Internet	1%
6	www.minag.gob.pe Fuente de Internet	1%
7	www.rdgcc.org Fuente de Internet	1%
8	www.scielo.br Fuente de Internet	1%
9	repositorio.usfq.edu.ec Fuente de Internet	1%