

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA



Tesis de grado

**COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO DE DOS ECOTIPOS
DE OCA (*Oxalis tuberosa* Mol.) BAJO DIFERENTES
SUSTRATOS HIDROPÓNICOS PARA LA PRODUCCIÓN DE
SEMILLA BÁSICA EN INVERNADERO**

Presentado por:

Wara Q"inita Yampara Blanco.

LA PAZ – BOLIVIA
2007

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

**COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO DE DOS ECOTIPOS DE OCA (*Oxalis
tuberosa* Mol.) BAJO DIFERENTES SUSTRATOS HIDROPÓNICOS PARA LA
PRODUCCIÓN DE SEMILLA BÁSICA EN INVERNADERO**

Tesis de grado presentada como
requisito parcial para optar el
título de Ingeniero Agrónomo

Presentado por:

Wara Q'inita Yampara Blanco

TUTOR:

Ing. Edgar Gomez Villalba

ASESOR:

Ing. Ph.D. Victor Hugo Mendoza Condori

TRIBUNALES:

Ing. Ph. D. Alejandro Bonifacio Flores

Ing. M.Sc. Hugo Bosque Sánchez

Ing. Ph. D. Felix Marza Mamani

APROBADA

Presidente:

LA PAZ – BOLIVIA
2007



Dedicatoria:

A mis padres: Simón Yampara H. y Catalina Blanco de Y. por enseñarme el camino de la vida con su apoyo, amor y comprensión.

A mis queridos hermanos: Jonny, Roy, Caty, Pacha y Rubén por enseñarme que la familia es el mejor regalo que la vida te da.

A mis sobrinos Ayru y Ale que alegran mi vida y me muestran el futuro

A mis queridos amigos por su apoyo incondicional y por su aliento para la culminación de este trabajo.

Agradecimientos:

- Al Ing. Ph. D. Víctor Hugo Mendoza y a Ing. Edgar Gómez por su valiosa amistad y apoyo en el asesoramiento del presente trabajo.
- Al Ing. Ph. D. Felix Marza, Ing. Ph. D. Alejandro Bonifacio y al Ing. M.Sc. Hugo Bosque, por sus contribuciones para el enriquecimiento de la presente tesis.
- A la gran familia IBTEN en especial a Paula, Raquel, Janet, Jhasel, Emiliana por su amistad y colaboración en el trabajo de campo.
- A los amigos y compañeros de la Facultad de Agronomía, Javier, Sonia, Sandra, Lurdes, Karen, Consuelo, Regina cuya amistad e incondicional apoyo fue de gran valor para la culminación de este trabajo.
- A todas las personas que de alguna u otra manera aportaron para la culminación del presente documento.

RESUMEN

La oca (*Oxalis tuberosa* Mol.), al igual que otros tubérculos (papa, papalisa, e isaño) es originaria de la zona andina. Bolivia cuenta con una gran variabilidad genética de esta especie, sin embargo su importancia es poco relevante en la producción de semilla. La colección del Instituto Boliviano de Tecnología Nuclear (IBTEN) cuenta con 41 accesiones de oca, procedentes de Escoma, Humanata, Puerto Acosta, Ambana, Moco Moco, e Italaque, zonas pertenecientes a la provincia Camacho del departamento de La Paz.

El estudio se realizó en el Centro de Investigaciones Nucleares (CIN-VIACHA) dependiente del IBTEN, ubicado en la localidad de Viacha, Departamento de La Paz, Bolivia. Debido a la mala calidad de semilla (semilla degenerada o cansada) se propuso la alternativa de una producción de semilla básica de oca bajo un sistema hidropónico en un invernadero de doble agua.

La presente investigación tiene como objetivo el uso de sustratos hidropónicos para la producción de semilla básica de oca, para lo cual se utilizaron plántulas *in vitro* de oca de los ecotipos: Keni y Wila ch'ismi, las cuales fueron multiplicadas en un medio Murashige y Skoog (1962), luego fueron aclimatadas en diferentes mezclas de sustratos: 100% turba (testigo), 50% arena + 50% cascarilla de arroz, 50% arena + 50% aserrín, 50% arena + 50% paja, obteniéndose ocho tratamientos de la combinación de los dos ecotipos y los cuatro sustratos planteados. Donde se evaluaron las variables fenológicas, agronómicas, fisiológicas en cada fase fenológica y las variables de rendimiento y económicas al finalizar su ciclo vegetativo.

En cuanto a los ecotipos: Keni y Wila chismi no hubo diferencias significativas en las variables área foliar (816,9 cm²/planta), peso de la raíz (6,2 g/planta), peso del tubérculo (34,6 g/planta), porcentaje de materia seca de la planta (6,5%) y del tubérculo (34,7%), diámetro del tubérculo (1,7 cm), longitud del tubérculo (2,5 cm), tubérculos por planta (7 tubérculos/planta), rendimiento (1,510 Kg/m²).

En cuanto al efecto del sustrato para la producción de semilla en oca el sustrato compuesto por cascarilla de arroz fue el que obtuvo mejores resultados respecto a las variables agronómicas, fenológicas, económicas y de rendimiento a excepción de las fisiológicas. Por tanto la producción de semilla de oca resulta rentable en este sustrato. En cambio el sustrato aserrín tuvo un efecto negativo en la producción de semilla de oca ya que en este sustrato se presentaron los más bajos índices en las variables estudiadas, principalmente en las agronómicas.

En función a la investigación se concluye que el sistema hidropónico resultó ser una alternativa para la producción de semilla de oca de alta calidad genética, por tanto se recomienda el uso del sustrato hidropónico compuesto por 50% arena + 50% cascarilla de arroz.

ABSTRACT

The oca (*Oxalis tuberosa* Mol.), as others tubers (*Solanum tuberosum*, *Ullucus tuberosus* Loz., and *Tropaeolum tuberosum* R&P.) has as a center of diversity to the andean region. Bolivia has a great fitogenetic variability in this crop, although the main concern is the availability of seed (tuber). Currently the Bolivian Institute of Nuclears Tecnology (IBTEN), it counts with a germplasm collection with 41 accesions coming from one of the province of La Paz, Camacho specifically from: Escoma, Puerto Acosta, Ambana, Moco moco and Italaque.

This study was carried out in the Center of Nuclear Investigations (CIN-VIACHA), which depends of IBTEN. It is located in Viacha, a town to 35 km from La Paz (capital city), Bolivia Country. The fact that degeneration of oca seed, it is purposed that one alternative for production of seed under hydroponic system under controllers green house environment.

The objective for investigation is production of basic oca seed under hydroponic system. The genetic material consisted a seedlings *in vitro* of ecotips like Keni and Wila ch'ismi, they were multiplied in a media of Murashige and skoog (1962), when, the seedling were climatized on differents sustrates: 100% natural pets (witness), 50% sand + 50% husk of rice, 50% sand + 50% wood powder, 50% sand + 50% straw, obtained to eight treatments from the combination of two ecotips and four sustrates. Where evaluated to the variables of agronomic, fenologics, and physiologics in the each stage of fenology. The variables of economics and yields evaluated in the finally of harvest.

The performance of the ecotips Keni and Wila ch'ismi didn't have significant differences ($\alpha=0,05$) at all variables: leaf area (816,9 cm/plant), weigh of the rast (6,2 g/plant), weigh of the tuber (34,6 g/plant), percent of dry matter of the plant (6,5%), percent of dry matter of the tuber (34,7 %), diameter of the tuber (1,2 cm), large of the tuber (2,5 cm), tuber per plants (7 tubers/plant), yield (1,510 kg/m²).

For the effects of the sustrate for the oca seed production, the sustrate 50% sand and 50% husk of rice was the one that obtained better results variables the others. With regar to the agronomic, fenologics, economics, and yield to except physiologic ones. On the other sustrate 50% sand and 50% wood powder had a negative effects in the production of oca seed with showed the shortest index in the studied variables, mainly in the agronomics ones. Finally, the performance of the investigation, the hydroponic system turned out to be an alternative for the production of oca seed, this study recomended that the best hydroponic sustrate composed for 50% sand and 50% husk of rice.

JUKA ARUNAKANA AMXAÑA

Apillaxa (*Oxalis tuberosa* Mol.) yaqha chuqi kasta achunakjama (chuqi, ulluku, isañu) yuriwipaxa anti qullasuyu markatapawa, uksanja miratapawa walxa kastanaka, ukhamarusti janikiwa jathapaxa suma waqaychatakiti. IBTEN (an) apthapitapaxa pusitunka mayani yantapawa utjatapa, Iskuma, Umanata, Puerto Acosta, Ambana, Muqu muqu, Italaki, uksanakata, Kamachu-provincia, La Paz marka-tuquna.

Aka yatxatawixa apasiwa/luratawa (CIN-WIYACHA)-tuquna, ukasti IBTEN ukat saririwa, Wiyacha tuquna, Chukiyawu, Qullasuyu Markana. Ukanja achuyatawa apilla jatha, ma amta “sistema hidropónico”-tukuru pa umjaru “invernadero” junt’u uta taypina.

Ukatakija yantatawa jisk’a aliyanakampi “plántulas in Vitro”-satampi, pä kasta apillampi keni [Qhini], Wila ch’ismi [wila Ch’ismi]-mpi ukanakaja aliqayatawa/mirayatawa Murashige y Skoog (1962) uka amtaru. Matuqur mayjtayasa. sustratunakaj apthapitawa chikat-chikat, turwaja chimpusti 100%, ukjaruja 50% ch’alla + 50% arrus sillpi, 50% ch’alla + 50% asirrin, 50% ch’alla + 50% wichu, ukampixa kimsaqalqu sarawi yanta luratawa, pä kasta apilla jathampi, pusi sustratu chajrutampi..

Qhini-Wila ch’ismi jathanakan alinakapaxa kikipakiwa niya sartapxi laphinakapasa (816,9 cm²/ali), saphin jathipasa (6,2 g/ali), achun jathipasa (34,6 g/ali), thuru waña ali (6,5%), achu (34,7%), achu muyta (1,7 cm), achu sikha (2,5 cm), achu sapa quqana (7 achu/quqa), miratapaxa (1,510 Kg/m²) ukha achuniwa.

Sustratun apilla jatha achun ulaqa-yantaxa challampi, arrusa sillp’inpikawa suma aski sarti, yaqha kasta achu-yant’awinakat sipanja, walja kasta suma q’uma apilla achuyaña amuyt’aña tuquta, yapu-uywanakat, jilawtuquta, qulqiniñatakisa, ukhamaraki wali achuntañpatakixa. Maysatsti, challampi, asirrin sustratumpi apilla jatha achuyawi yantawikaja janikiwa suma sartiti, pisikiwa/jukakiwa achunakapasa, walja kasta q’uma apill jatha achuyawinak amuyt’apa tuqut sipanja.

Aka yatjqatawi, jatha achuyawi yantawinja sisnawa, apilla achuyirinakaruja, suma wali aski apill q’uma jatha, jathachapsnawa, pä umjaru chikat chikata challampi arrusa sillpimpi apthapisa ch’axrtata sustratuwa wakisi q’uma jatha achuyañatakixa

Altu pata Markatpachawa, pachamama phajsin 2007n qilqatani: Wara

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Antecedentes	2
1.2. Justificación	2
2. OBJETIVOS	3
2.1. Objetivo general	4
2.2. Objetivos específicos	4
3. REVISION DE LITERATURA	5
3.1. Importancia del tubérculo semilla	5
3.1. Producción de semilla	5
3.2.1. Normas de certificación del tubérculo semilla	6
3.2.1.1. Categorías y certificación	6
3.2.2. Producción de semilla prebásica	6
3.3. Producción de semilla de oca	9
3.3.1. Calidad de semilla	9
3.3.2. Selección positiva	9
3.4. Características del cultivo de oca	10
3.4.1. Origen y Distribución	10
3.4.2. Taxonomía	11
3.4.3. Características genéticas	11
3.4.4. Características botánicas	12
3.4.4.1. Morfología vegetativa	12
3.4.4.2. Morfología floral	13
3.4.4.3. Morfología del fruto y semilla botánica	14
3.4.4.4. Morfología del tubérculo	15
3.4.5. Características edafoclimáticas y fertilización	15

3.4.6. Fases fenológicas	17
3.4.7. Ecotipos de oca	18
3.4.8. Plagas y enfermedades	19
3.4.9. Densidades de siembra y rendimiento	20
3.4.10. Usos y valor nutricional	22
3.5. Hidroponía	23
3.5.1. Sustratos hidropónicos	24
3.5.1.1. <i>Sustratos orgánicos</i>	25
3.5.1.2. <i>Sustratos inorgánicos</i>	26
3.5.2. Solución hidropónica	27
4. LOCALIZACIÓN	29
4.1. Descripción climatológica	29
5. MATERIALES Y MÉTODOS	31
5.1. Materiales	31
5.1.1. Material vegetal	31
5.2. Metodología	33
5.2.1. Desinfección y preparación de sustratos	33
5.2.2. Transplante y/o aclimatación	34
5.2.3. Preparación de la solución hidropónica y dosis de riego	35
5.2.4. Aporque	36
5.2.5. Defoliación y Cosecha	36
5.2.6. Clasificación y almacenamiento de semilla	38
5.2.7. Diseño experimental	39
5.2.7.1. <i>Factores de estudio y tratamientos</i>	39
5.2.7.2. <i>Modelo lineal</i>	39
5.2.8. Parámetros de evaluación	40
5.2.8.1. <i>Factores de estudio</i>	39
5.2.8.2. <i>Variables fenológicas</i>	41
5.2.8.3. <i>Variables Agronómicas</i>	41
5.2.8.4. <i>Variables fisiológicas</i>	42
5.2.8.5. <i>Variables de rendimiento</i>	45
5.2.8.6. <i>Análisi económico</i>	46
5.2.5. Análisis estadístico	47

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	48
6.1. Variables de estudio	47
6.2. Variables fenológicas	48
6.2.1. Porcentaje de prendimiento	49
6.2.2. Días a la floración	49
6.2.3. Velocidad de crecimiento	50
6.3. Variables agronómicas	53
6.3.1. Altura de la planta	53
6.3.2. Diámetro del tallo	57
6.3.3. Número de hojas	59
6.3.4. Número de ramas	61
6.4. Variables fisiológicas	63
6.4.1. Área foliar	65
6.4.2. Masa foliar	67
6.4.3. Masa radicular	68
6.4.3.1. <i>Peso de la raíz por planta</i>	68
6.4.3.2. <i>Peso de los tubérculos por planta</i>	68
6.4.4. Porcentaje de humedad de la planta	69
6.4.5. Porcentaje de humedad en la raíz	70
6.4.6. Porcentaje de humedad del tubérculo	71
6.5. Variables de rendimiento	72
6.5.1. Rendimiento	72
6.5.2. Número de tubérculos por planta	74
6.5.3. Diámetro del tubérculo	75
6.5.4. Longitud de tubérculo	76
6.5.5. Número de yemas (ojos) por tubérculo	77
6.6. Análisis económico	79
7. CONCLUSIONES	86
8. RECOMENDACIONES	89
BIBLIOGRAFÍA	90
ANEXOS.	

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Planta e inflorescencia de oca (<i>Oxalis tuberosa</i> Mol.)	10
Figura 2. Hojas de los tubérculos andinos	12
Figura 3. Forma de la corola de oca: 1. rotada, 2. semiestrellada, 3. pentagonal	13
Figura 4. Variación de longitud de los estilos de las flores de oca	14
Figura 5. Formas del tubérculo: 1. ovoide, 2. claviforme, 3. alargado, 4. cilíndrico	15
Figura 6. Respuesta del rendimiento de oca a diferentes niveles de nitrógeno, fósforo y potasio	17
Figura 7. Rendimientos Potencial vs. Rendimiento Promedio de tubérculos en Candelaria	22
Figura 8. Ubicación geográfica del IBTEN-VIACHA	28
Figura 9. Instalaciones del invernadero (a) y Laboratorio de Biotecnología (b) del IBTEN-VIACHA	29
Figura 10. Material vegetal: tubérculos de los ecotipos de oca Keni (a) y Wila ch'ismi (b)	31
Figura 11. Plántulas <i>in vitro</i> de los ecotipos de oca Keni (CO-28) y Wila ch'ismi (A-17)	31
Figura 12. Preparación de las camas de transplante (a) y distribución del sustrato según cada tratamiento (b)	33
Figura 13. Desinfección de las plántulas <i>in vitro</i> con Benlate	33
Figura 14. Aclimatación de las plántulas <i>in vitro</i>	34
Figura 15. Dosis de la solución hidropónica para la aplicación en el riego	35
Figura 16. Madurez fisiológica de la oca a los 210 días después del transplante	36
Figura 17. Producción de oca por unidad experimental (0,66 m ²)	36

Figura 18. Clasificación de tubérculos semilla para cada ecotipo de oca_____	37
Figura 19. Toma de muestra de sustrato para el análisis de suelo (a) y mufla para secar el sustrato (b) _____	40
Figura 20. Toma de datos de la altura de la planta (a) y el diámetro del tallo (b) _____	41
Figura 21. Toma de datos del número de ramas de la planta de oca (con 7 ramas) _____	41
Figura 22. Toma de datos del área foliar a los 120 días después del transplante_____	42
Figura 23. Peso de la raíz y muestras para determinar la humedad de la raíz_____	43
Figura 24. Muestras para la determinación de la humedad del tubérculo_____	44
Figura 25. Determinación del diámetro (a) y longitud (b) del tubérculo de oca_____	45
Figura 26. Floración del ecotipo Wila ch'ismi (a) y Keni (b) a los 180 días después del transplante_____	49
Figura 27. Efecto de los sustratos en la velocidad de crecimiento por día de los ecotipos de oca durante el ciclo vegetativo. Comparación de medias Duncan (5%)_____	50
Figura 28. Comportamiento de la velocidad de crecimiento durante las fases fenológicas del cultivo de oca_____	51
Figura 29. Efecto de los sustratos en la altura de planta de los ecotipos de oca. Comparación de medias Duncan (5%)_____	53
Figura 30. Altura de planta durante las fases fenológicas del cultivo de oca_____	55
Figura 31. Efecto de los sustratos en el diámetro del tallo de los ecotipos de oca. Comparación de medias Duncan (5%)_____	56
Figura 32. Diámetro del tallo durante las fases fenológicas de la oca_____	57
Figura 33. Efecto del sustrato en el número de hojas en los ecotipos de oca evaluados en el inicio de la tuberización. Duncan (5%)_____	58
Figura 34. Número de hojas durante las fases fenológicas de oca_____	59

Figura 35. Número de ramas en función a los sustratos_____	60
Figura 36. Número de ramas durante las fases fenológicas del cultivo_____	61
Figura 38. Efecto del sustrato en el área foliar de los ecotipos de oca a los 60 días. Comparación de medias Duncan (5%)_____	64
Figura 39. Efecto del sustrato en el área foliar de los ecotipos de oca a los 120 días. Comparación de medias Duncan (5%)_____	65
Figura 40. Efecto del peso de la planta en los sustratos de los ecotipos de oca. Duncan (5%)_____	65
Figura 41. Porcentaje de humedad de la planta al inicio de la tuberización del cultivo evaluado a 120 días después del transplante_____	68
Figura 42. Porcentaje de humedad de la raíz en la cosecha 210 días después del transplante_____	69
Figura 43. Porcentaje de humedad del tubérculo en la cosecha a los 210 días después del transplante_____	70
Figura 44. Efecto de los sustratos en el peso de los tubérculos por planta de los ecotipos de oca. Comparación de medias Duncan (5%)_____	72
Figura 45. Efecto del tratamiento en el número de tubérculos por planta de los ecotipos de oca a los 210 días después del transplante. Duncan (5%)_____	74
Figura 46. Efecto del tratamiento en el diámetro del tubérculo de los ecotipos de oca a los 210 días después del transplante. Duncan (5%)_____	75
Figura 47. Efecto del tratamiento en la longitud del tubérculo de los ecotipos de oca a los 210 días después del transplante. Duncan (5%)_____	76
Figura 48. Efecto del tratamiento en el número de yemas (ojos) del tubérculo de los ecotipos de oca a los 210 días después del transplante. Duncan (5%)_____	77
Figura 49. Análisis de componentes principales_____	82
Figura 50. Análisis de la relación entre tratamientos_____	84
Figura 51. Análisis cluster (Dendrograma) _____	84

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Características morfológicas de los ecotipos de oca_____	19
Cuadro 2. Rendimiento promedio de seis variedades de oca en tres localidades diferentes de Bolivia (en TN/ha) _____	21
Cuadro 3. Evaluaciones fenológicas y productivas en el material genético de oca _____	22
Cuadro 4. Clasificación de tubérculos de oca por tamaño y longitud_____	37
Cuadro 5. Análisis de varianza de las variables fenológicas_____	47
Cuadro 6. Análisis de varianza de las variables agronómicas: altura y diámetro de tallo en la fase de inicio de tuberización _____	52
Cuadro 7. Análisis de varianza de las variables agronómicas: número de hojas y número de tallos en la fase de inicio de tuberización_____	52
Cuadro 8. Análisis de varianza para la variable fisiológica: área foliar_____	62
Cuadro 9. Análisis de varianza para las variables fisiológicas: peso de la planta, raíz y tubérculo _____	62
Cuadro 10. Análisis de varianza de las variables de rendimiento: número de tubérculos por planta y rendimiento (Kg/m ²) _____	71
Cuadro 11. Análisis de varianza de las variables de rendimiento: diámetro del tubérculo, longitud del tubérculo, número de yemas por tubérculo _____	71
Cuadro 12. Beneficios netos, beneficios brutos y costos variables de los sustratos en estudio _____	79
Cuadro 13. Análisis de componentes principales_____	81

1. INTRODUCCIÓN

En Bolivia los tubérculos de oca (*Oxalis tuberosa* Mol.), papalisa (*Ullucus tuberosus* Loz.) e isaño (*Tropaeolum tuberosum* R&P.), son cultivos importantes por ser fuente de alimentación y apoyo económico para los agricultores en los sistemas de producción tradicionales comprendidos entre 3000 a 3800 msnm. Además que la oca es el segundo tubérculo más consumido a nivel Nacional.

El proceso de manejo agronómico de estos tubérculos abarca como la elección de los suelos, selección de semilla, siembra, fertilización, labores culturales, cosecha y finalmente el almacenamiento.

La oca (*Oxalis tuberosa* Mol.), al igual que otros tubérculos (papa, papalisa, e isaño) es originaria de la zona andina. Bolivia cuenta con una gran variabilidad genética de esta especie, sin embargo su importancia es poco relevante a nivel de algunas poblaciones donde agricultores aymaras y quechuas han mantenido esta gran riqueza genética, porque forma parte de su dieta alimenticia y del legado cultural que van transmitiendo de generación en generación.

PROINPA (2001), indica que la colección de oca cuenta con más de 500 accesiones provenientes de la zona andina de los departamentos de La Paz, Cochabamba, Potosí, Oruro, Chuquisaca, y Tarija.

Según Cáceres (1991), la oca además es el tubérculo que mas se cultiva después de la papa por su rendimiento elevado, sabor agradable y perspectivas que ofrece para la medicina y la industrialización.

1.1. Antecedentes

En el micro centro Candelaria se realizaron dos ensayos en oca utilizando la técnica selección positiva para disminuir el efecto de la degeneración de la semilla, las semillas de estas plantas se utilizaron para las próximas siembras. Durante el ensayo se incrementó hasta en un 25% en el rendimiento de oca (30 TN/ha) del ecotipo Pucka ñawi (PROINPA, 2003 a).

En el mejoramiento de la calidad de la semilla de oca con la aplicación de la técnica de “selección positiva”, también se identificaron los virus más importantes que degeneran estos cultivos y pérdidas de rendimiento que ocasiona el gusano *Systema* sp. y el nematodo *Thecavermiculatus* sp. Asimismo, se identificó material resistente y/o tolerante en los cultivos de oca al nematodo *Nacobbus aberrans*, para que puedan ser utilizados dentro los sistemas de producción andinos (Villaruel, 2002).

En Bolivia existen distintos bancos de germoplasma de oca principalmente en el departamento de Cochabamba, PROINPA cuenta con más de 100 ecotipos y 30 variedades de oca. (PROINPA, 2004a)

La colección del Instituto Boliviano de Tecnología Nuclear (IBTEN) cuenta con 41 accesiones de oca, procedentes de Escoma, Humanata, Puerto Acosta, Ambana, Moco Moco, e Itlaque, zonas pertenecientes a la provincia Camacho del departamento de La Paz (Carpio, 2001).

1.2. Justificación

Se encontró que el problema que más afecta a la producción y conservación de oca, es la mala calidad de la semilla (semilla degenerada o cansada), que ocurre debido al uso permanente de semilla infectada con hongos, virus, cuando estos tubérculos infectados y utilizan como semilla en campañas sucesivas, los rendimientos se reducen considerablemente.

En algunos casos los agricultores descartan la semilla degenerada y la renuevan por otra, mientras que la mayoría reemplaza los cultivos de oca por otros como papa, ocasionando una pérdida de diversidad y el valor cultural del cultivo.

Además que existen asociaciones de agricultores como PROSAN¹, quienes demandan semilla de alta calidad genética en pequeñas cantidades para mejorar su producción de oca ([Anexo 11](#)).

El presente trabajo esta orientado a la producción de semilla básica de los ecotipos de oca: Keni y Wila ch'ismi bajo un sistema hidropónico utilizando plántulas obtenidas por propagación *in vitro* de oca procedentes de la colección de germoplasma *in vitro* del IBTEN.

Otra de las causas es que no existen estudios en la producción de semilla básica de oca en sustratos hidropónicos como el aserrín, paja, cascarilla de arroz, que son materiales en desuso o de bajo costo, por lo que se evaluó la mezcla de cada una con arena, esto como alternativa para reducir costos en la producción de semilla sana de alta calidad genética.

¹ Productores de semilla Nativa, Comunidades involucradas: Chococopa Grande, Chococopa Chico, Timcamlaya y Collpani, Provincia Omasuyos, Departamento de La Paz

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

- Evaluar el comportamiento agronómico de dos ecotipos de oca (*Oxalis tuberosa* Mol.) bajo diferentes sustratos hidropónicos para la producción de semilla básica en invernadero.

2.2. Objetivos específicos

- Evaluar el comportamiento agronómico, fenológico, fisiológico y de rendimiento de los ecotipos Wila ch'ismi y Keni en condiciones hidropónicas.
- Determinar el sustrato hidropónico óptimo para la producción de semilla básica de oca.
- Evaluar los costos de producción de semilla básica de oca.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Importancia del tubérculo semilla

Adriel *et al.* (1989), señalan que el tubérculo semilla debe contener muchos atributos específicos que son de interés para el agricultor, tales como constitución genética de la variedad, germinación, vigor, ausencia de enfermedades, malezas, materia inerte y tener pureza varietal.

Así también Trigo (1992), menciona que un tubérculo semilla de calidad (fisiológica y sanitaria), no solo influirá sobre el crecimiento del cultivo, sino que, cualquier enfermedad que se presente en la semilla será transmitida al cultivo circundante o será introducida en el suelo.

3.2. Producción de semilla

En Bolivia, la certificación de semilla de papa considera las siguientes categorías: Prebásica, Básica, Registrada, Certificada y Fiscalizada ([Anexo 1](#)) (Lara, 1999).

Según el Programa de Investigación de la Papa (1997), mencionado por Lara (1999), reporta que la producción, distribución y el abastecimiento de tubérculos-semilla de papa de alta calidad tiene importancia decisiva. Esto, debido al alto costo, perecibilidad, gran volumen, transmisión de plagas y patógenos, pérdida de calidad y sanidad en cada ciclo de cultivo y gran variabilidad genética; por lo que a la vez se exigen soluciones en base al asesoramiento técnico de instituciones especialistas en esta área.

El Programa de Semilla de Papa (1992), mencionado por Lara (1999), indica que en el cultivo de la papa, la semilla es el principal factor de costos, el pequeño agricultor altiplanito utiliza normalmente tubérculos de su cosecha anterior como semilla.

La demanda de miles de pequeños agricultores, ha generado un complejo e insuficiente sistema de producción y distribución de semilla, denominado sistema formal, el que es canal de abastecimiento de semilla para casi el 90% de los productores y que están operando fuera de todo control técnico y sanitario, la calidad producida y distribuida por este sistema, es muy pobre, mala o de dudosa calidad, no existiendo estimaciones de flujos o volúmenes de semilla.

3.2.1. Normas de certificación del tubérculo semilla

3.2.1.1. Categorías y certificación

Según Palacios (2002), en la Reunión del Comité Nacional Administrativo del Programa Nacional de Semillas (CNA-PNS) realizado en La Paz en agosto de 1999 se aprobaron normas para la producción de semilla de papa donde se deben tomar en cuenta, de una manera general, los siguientes aspectos importantes:

- Zonas de producción
- Identificación del campo semillero
- Sanidad de suelos
- Condiciones de la semillero o semillerista

3.2.2. Producción de semilla prebásica

Carrera (2000), señala que para la producción de semilla prebásica se siguen los siguientes pasos:

- **Multiplicación de plantas *in vitro*.** Para la multiplicación se utiliza el medio de cultivo desarrollado por Murashige y Skoog (1962), este medio contiene sales minerales de diferentes nutrientes, vitaminas y hormonas. Se añaden 5 ml a cada tubo de ensayo, del cultivo mencionado y se esteriliza en autoclave a 15 libras de presión, a 121°C, por 15 minutos (Carrera, 2000).

También Ibáñez (2000), menciona que una vez obtenidas las plantas de un tamaño aproximado de 5 a 10 cm en los tubos de ensayo, se procede a la fase de multiplicación utilizando micro esquejes, es decir se cortan segmentos de tallo con yemas axilares (nudos), sin hojas, y se cultivan en medio sólido en cajas magenta.

Carrera (2000), señala que el material multiplicado se puede conservar por largo tiempo, en un cámara de crecimiento con temperatura entre 20 y 40°C, humedad relativa entre 60 y 80%, foto período largo de 16 horas de luz y una intensidad luminosa de 2000 a 3000 lux.

- Transplante y aclimatación: La plántulas cultivadas *in vitro* tienen cutícula poco desarrollada por la alta humedad relativa de 90 a 100% y al transferirlas al suelo (condiciones *in vivo*) existe transpiración cuticular extra, porque la humedad del aire en condiciones *in vivo* es mas baja. Las hojas de las plántulas *in vitro* son finas y delgadas poco activas fotosinteticamente, además sus estomas no son suficientemente funcionales, ya que al abrirse causan un estrés hídrico. (Eyerbe, s/f, citado por Lara, 1999)

El mismo autor menciona que la fase de aclimatación permite habituarse gradualmente al nuevo ambiente, las raíces originadas *in vitro* tienen pocos pelos radiculares y mueren rápidamente, debiendo ser sustituidas por nuevas raíces subterráneas.

Según Lara (2002), la aclimatación se realiza de forma gradual a la humedad relativa más baja, creando un ambiente de cámara húmeda utilizando una tela blanca cubriendo las camas orgánicas (sustrato turba), regando con una frecuencia de 24 horas hasta que las raíces y las plántulas se establezcan y lleguen a brotar las primeras hojitas. Este periodo dura entre 10 a 15 días.

- **Fase de invernadero:** Según Carrera (2000), para evitar el contagio de enfermedades por vectores (insectos), el invernadero debe estar protegido con un malla antiáfidos.

Para el sustrato se puede utilizar una mezcla de turba y tierra, en una proporción de 2:1, el cual se debe regar con agua para realizar una desinfección con Basamid (Dazomet 80%), a razón de 250 g/ m² en capas de 10 cm de profundidad, cubriendo con polietileno por espacio de 30 días (Palacios, 2002)

Las distancias de siembra utilizadas para la obtención de minitubérculos de diferentes diámetros son: 10 x 10 cm; 10 x 15 cm y 10 x 20 centímetros (Carrera, 2000).

Luego del establecimiento del sistema radicular, las plántulas son más vigorosas y disminuye su necesidad de agua, la frecuencia de riego es de cada 48 horas (Eyerbe, 1990; citado por Lara, 2002)

Por otro lado Carrera (2000), recomienda realizar un riego inicial diario, aplicado dos veces durante los primeros diez días, utilizando después una frecuencia de acuerdo con las necesidades de las plantas.

Lara (2002) y Carrera (2000), mencionan que se debe realizar un aporque entre los 25 y 40 días después de la siembra para permitir un buen anclaje a la planta, para un buen almacenaje de agua alrededor de la misma y evitar que los futuros tubérculos queden expuestos al sol.

Aproximadamente 30 a 40 días después de la siembra se realiza un chequeo serológico para la detección de enfermedades virales, utilizando la técnica biotecnológica de conjugados enzimáticos, denominada ELISA, con la finalidad de garantizar la calidad fitosanitaria de las plantas. De ser necesario, se realiza otro chequeo serológico en otro período del cultivo (Carrera, 2000).

3.3. Producción de semilla de oca

3.3.1. Calidad de semilla

Se encontró que el problema que mas afecta la producción y conservación de oca y papalisa es la mala calidad de la semilla (semilla degenerada o cansada), que ocurre debido al uso permanente de semilla infectada con virus (PROINPA, 2003a).

Cuando estos tubérculos infectados con virus se emplean como semilla en campañas sucesivas, los rendimientos se reducen considerablemente debido a la producción de tubérculos más pequeños que los de plantas sanas (PROINPA, 2003a).

En algunos casos, los agricultores descartan la semilla degenerada y la renuevan por otra mientras que otros, reemplazan los cultivos de oca por otros como la papa, ocasionando así la pérdida de diversidad (PROINPA, 2003a).

3.3.2. Selección positiva

Según PROINPA (2003a), durante las campañas agrícolas 97-98 y 98-99, en el micro centro Candelaria se realizaron dos ensayos con el objetivo de determinar rendimientos potencial de los tubérculos andino en condiciones de campo, para tales ensayos se utilizó la selección positiva, que consiste en marcar las mejores plantas en base a su sanidad, buena constitución, vigor y características típicas del cultivar o variedad. La semilla se utilizó para las posteriores siembras.

El mismo autor indica que con la selección positiva resultó una buena alternativa a corto plazo para mejorar la semilla y rendimientos de estos tubérculos. Mejorando el rendimiento promedio de 15 TN/ha a 30 TN/ha en oca.

3.4. Características del cultivo de oca

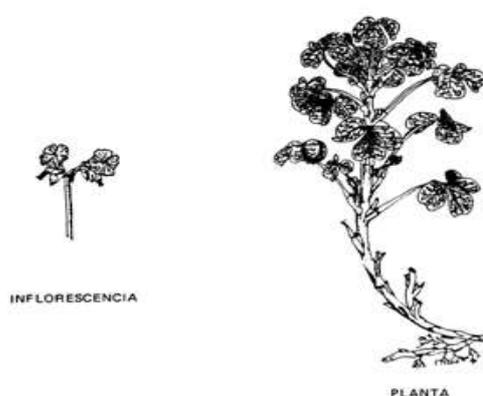
3.4.1. Origen y Distribución

La oca es una especie nativa de al menos 8000 años de antigüedad en la región andina. Se han encontrado restos en tumbas muy antiguas de la costa, lejos de sus lugares de cultivo. En los Andes, entre los 2800 y 4000 msnm. Hoy en día se le cultiva en otros países como Nueva Zelanda (Giannoni, 2007).

Esta especie es conocida como "oca" en Perú, Bolivia, Ecuador, Chile y Argentina, como "ibia" en Colombia, como "cuiba" "quiba" o "ciuva" en Venezuela y como "papa extranjera" o "papa roja" en Méjico. Su nombre Quechua es "o'qa" y en Aymara "apiña", "apilla", o "kawi" (Ferreira, 1986).

El padre jesuita Giovanni Ignacio Molina fue quien hizo la primera descripción taxonómica de la "oca" en 1810. La "oca" crece entre los 3000 y 4000 metros sobre el nivel del mar, es originaria del altiplano peruano-boliviano y crece en ambientes templado-fríos (Giannoni, 2007).

La mayor variabilidad se encuentra en los valles de Cusco y Ayacucho en el Perú así como en el altiplano boliviano (Lescano, 1994).



Fuente: León, 1964

Figura 1. Planta e inflorescencia de oca (*Oxalis tuberosa* Mol.)

3.4.2. Taxonomía

Según Ferreira (1986), la "oca" tiene la siguiente clasificación taxonómica:

Clase: *Dicotyledonea*

Orden: *Geraniales*

Familia: *Oxalidaceae*

Género: *Oxalis*

Especie: *Oxalis tuberosa* Molina

Nombre vulgar: "oca"

3.4.3. Características genéticas

White (1975), indica que la oca es una especie poliploide y que este sería un factor responsable de la baja fertilidad de esta especie. Presenta también un mecanismo de polinización cruzada que es común en todo el género *Oxalis*.

Arbizo (1986) y Tapia (1990), mencionan que el número básico de cromosomas fue establecido en $x = 11$. Existe información sobre ocas próximas a pentaploides ($2n = 2x = 58$) y hexaploides ($2n = 2x = 66$) y también sobre la naturaleza hexaploide de las ocas cultivadas. Faltaría aclarar la frecuencia de diploides, triploides, tetraploides, pentaploides y hexaploides, así como de aquellas que no son exactamente euploides. No existen estudios del papel de los gametos $2n$ en la formación del complejo poliploide, así como la naturaleza del material F1 y F2.

Según Cortés (1977), se considera que la oca por la rusticidad a la incidencia de plagas y enfermedades, cuenta con un potencial de producción superior a 50 TN/ha en un buen porcentaje de clones y algunos que sobrepasan las 60 TN/ha. Este cultivo, por la cantidad de materia seca que produce por hectárea (30% de materia seca en algunos clones), tendría un gran futuro como especie harinera.

En Huancayo, Herquinio y Toribio (1984), evaluaron la colección internacional de ocas que fue colectada por el programa de cultivos andinos del IICA, donde encontraron hasta siete clones que superaron los 2,3 kg de tubérculos por mata, con lo cual se confirman los altos rendimientos obtenidos por varios autores.

3.4.4. Características botánicas

3.4.4.1. Morfología vegetativa

Planta herbácea anual, con hábito de crecimiento erecto en las primeras etapas, para ser decumbente o postrada en la madurez (Maza *et al.*, 2007).

La "oca" es una planta de desarrollo compacto. Crece entre 0,20 y 0,40 m. Los tallos son cilíndricos y suculentos. Su diámetro varía de 0,5 a 1,5 cm. Los tallos brotan de la base a la planta y le dan una forma cónica o semiesférica. Los entrenudos son más cortos y delgados en la parte inferior (Robles, 1981).

En las plantas adultas es frecuente que los tallos se doblen hacia fuera. El color del tallo varía, según el clon, de verde a gránate oscuro. Las hojas son alternas, trifoliadas con pecíolos acanalados de 2 a 9 cm de longitud. Los folíolos son obcordiformes de 1 a 4 cm de largo, tienen la cara superior lisa y de color verde oscuro, la cara inferior es densamente pubescente de color púrpura o verde (Robles, 1981).

La hoja de la oca es muy característica, trifoliada con pecíolos de longitud muy variable (2 a 9 cm) y pubescente (figura 2) (León, 1968).

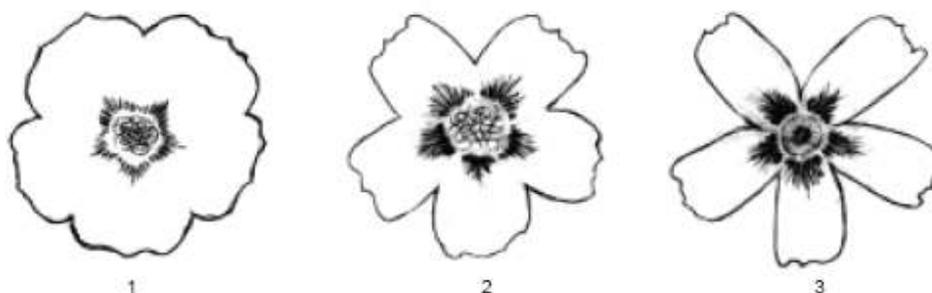


Fuente: León, 1968

Figura 2. Hojas de los tubérculos andinos

3.4.4.2. *Morfología floral*

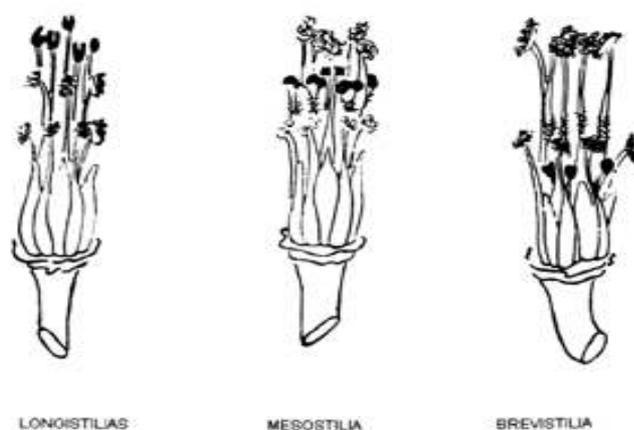
En la oca las flores se disponen en dos cimas es decir la inflorescencia es axilar, se dispone en dos cimas de 4 a 5 flores. Los pedúnculos tienen de 10 a 15 cm de longitud y los pedicelos de 1 a 3 cm. El cáliz tiene en promedio 1 cm de longitud y está formado por cinco sépalos agudos y verdes. La corola está formada por 5 pétalos flabeliformes de 10 x 6 mm de borde trilobado. Los estambres se hallan dispuestos en dos verticilos pentámeros, siendo los inferiores de 3 a 4 mm y los superiores de hasta 9 mm. Los filamentos son pubescentes. El ovario es súpero con 5 carpelos, quinquelocular sincárpico y terminado en 5 estilos libres. Los estigmas son bífidos, laminares, peniciliados de color amarillo verdoso (Robles, 1981).



Fuente: IPGRI/CIP, 2001

Figura 3. Forma de la corola de oca: 1. rotada, 2. semiestrellada, 3. pentagonal

La flor tiene 10 estambres en dos grupos de cinco, de diferente longitud cada uno. El gineceo está formado por 5 carpelos separados, cuyos estilos varían en longitud. Los más largos que los estambres: longistilia, semejantes a los estambres: mesostilia, más cortos que los estambres: brevistilia (figura 3) (León, 1968).



Fuente: León, 1968

Figura 4. Variación de longitud de los estilos de las flores de oca

3.4.4.3. Morfología del fruto y semilla botánica

El fruto es una cápsula de 5 lóculos, de pared membranosa y encerrada en el cáliz persistente. Las semillas se forman en número de 1 a 3 o más en cada lóculo; Son elipsoides de más o menos 1 mm de longitud, de superficie granulosa y de color pardo claro u oscuro. La dehiscencia de las cápsulas de *Oxalis*, en general, es explosiva al extremo de ser difícil el encontrar semillas en frutos maduros (Cárdenas, 1989).

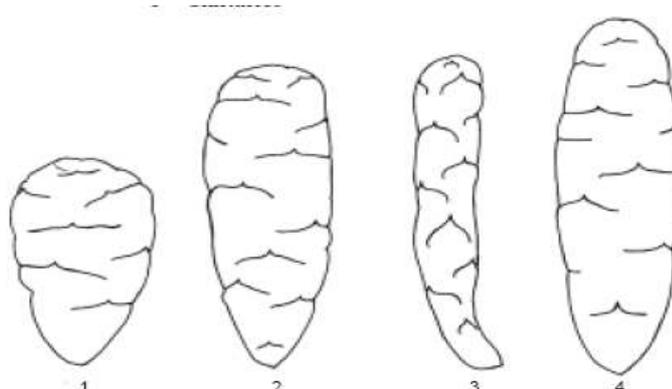
La semilla botánica de oca ha sido obtenida por varios investigadores. La semilla requiere de por lo menos 3 semanas para su emergencia. Sin embargo no se ha detectado su uso por los agricultores, con el fin de crear variabilidad (Cortés, 1977).

3.4.4.4. **Morfología del tubérculo**

Los tubérculos alcanzan longitudes de 5 a 15 cm de forma muy variada: cilíndrica a ovoides, y de color llamativo: blanco, morados a casi negro, rosados o amarillos, a menudo con áreas enteras de distinto color, uniformes o punteado (León, 1987).

Las yemas tienen tamaño y profundidad diferentes, según el clon y a menudo son de distinto color (León, 1987).

Los tubérculos tienen formas elipsoidales, claviformes y cilíndricas, con yemas en toda la superficie y de colores variados, amarillo, blanco, rojo y morado (Maza *et al.*, 2007).



Fuente: IPGRI/CIP, 2001

Figura 5. Formas del tubérculo: 1. ovoide, 2. claviforme, 3. alargado, 4. cilíndrico

3.4.5. **Características edafoclimáticas y fertilización**

Según King (1988), menciona que los requerimientos de humedad de estos cultivos no han sido estudiados suficientemente; sin embargo se ha comprobado que su desarrollo es apropiado cuando las precipitaciones fluctúan alrededor de 500 a 700 mm.

El mismo autor indica que la resistencia a períodos de sequía es variable y se considera que el olluco está más adaptado a períodos secos que los otros tubérculos. Se ha encontrado que todos los tubérculos del área de los Andes centrales son de días cortos, requiriendo entre 10 y 12 horas de luz para un crecimiento óptimo. Principalmente la oca (*Oxalis tuberosa* Mol.) requiere un fotoperiodo de 9 horas, esta planta presenta una buena tolerancia al frío, aproximadamente su periodo vegetativo abarca de 180 a 210 días.

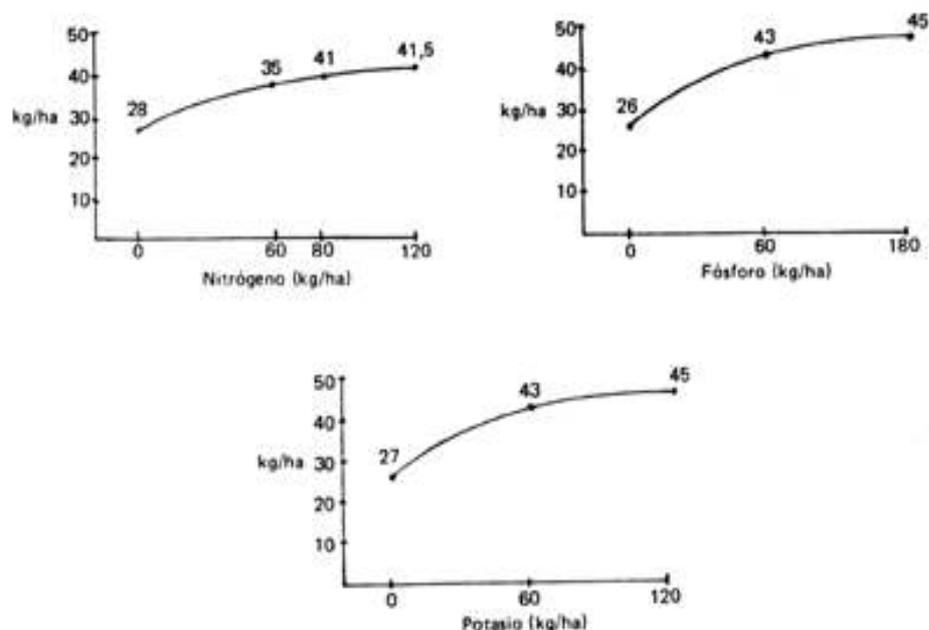
En Bolivia, el comportamiento de las colecciones de oca cultivadas a mayor período de luz fue variable según la altitud sobre el nivel del mar latitud (17°S). Entre 2600 y 3400 msnm se observó menor floración que en las zonas más bajas (Cárdenas, 1989).

El hecho de haberse introducido cultivos de oca en Nueva Zelanda a una latitud de 40°S indica que existe material poco sensible a la longitud del día (Palmer, 1982).

En Ecuador se cultiva principalmente en las provincias de: Carchi, Imbabura y Bolívar, entre 3000 y 4000 msnm en esas altitudes existen temperaturas que varía de 7 a 10°C donde se obtiene altas producciones (Maza *et al.*, 2007).

Requiere las mismas condiciones ecológicas que la papa, pero presenta mayor rusticidad. En lo referente a las condiciones edafológicas, crece muy bien en suelos livianos. Presenta un extenso periodo vegetativo de 210 a 240 días (Maza *et al.*, 2007).

En general, estos tubérculos requieren suelos oscuros, ricos en materia orgánica y ligeramente ácidos para obtener los mayores rendimientos. Se ha encontrado en casi todos los casos que responden altamente a la fertilización nitrogenada como se observa en la figura 4. Sin embargo, en la práctica pocos agricultores utilizan fertilizantes, pues al cultivarse en rotación, consideran que son suficientes los nutrientes remanentes en el suelo después del cultivo de la papa (Cortés, 1981).



Fuente: Cortés, 1981

Figura 6. Respuesta del rendimiento de oca a diferentes niveles de nitrógeno, fósforo y potasio

3.4.6. Fases fenológicas

Según Vallenas mencionado por Lescano, (1994) indica que las fases fenológicas (Anexo 2) del cultivo de oca son:

- **Emergencia:** Cuando las plantas han emergido a la superficie del suelo, lo que ocurre aproximadamente a los 35 días de siembra.
- **Formación de estolones:** Cuando los primeros estolones tienen entre uno y dos centímetros de longitud, lo cual ocurre aproximadamente a los 75 días de la siembra.
- **Formación del botón floral:** Cuando en las plantas se observa a simple vista la formación de botones florales, lo que ocurre aproximadamente a los 90 días de la siembra.

- **Inicio de la floración:** Cuando las plantas presentan las primeras flores abiertas. La ocurrencia de esta fase es aproximadamente a los 110 días de la siembra.

- **Inicio de la tuberización:** Cuando los estolones muestran en su ápice un engrosamiento observable a simple vista, en la parte externa de la planta la intensidad de la floración es mayor que en la fase anterior. La tuberización ocurre aproximadamente a los 115 días de la siembra, asimismo se observa que los primeros frutos empiezan a desarrollar.

La tuberización de la oca se inicia a los 105 días aproximadamente después de la germinación y se concluye a los 200 días. (Alarcón, 1968)

- **Madurez fisiológica:** Esta fase se caracteriza porque los tubérculos tienen la máxima velocidad de tuberización, completan el llenado de tubérculos, adquieren la intensidad del color del tubérculo de acuerdo a la variedad (Lescano, 1994).

El mismo autor menciona que en la parte aérea, la fructificación muestra semillas botánicas maduras en explosión. Se inicia el amarillamiento en las hojas. La finalización de la tuberización ocurre aproximadamente a los 190 días de la siembra, a partir de este momento empiezan a perder peso.

3.4.7. Ecotipos de oca

Existen al menos 50 variedades. Las mejores colecciones de germoplasma en el Perú están en Cusco (400 accesos), Puno y Huancayo, y en Ecuador en Quito (Giannoni, 2007).

Según PROINPA (2003b). Las variedades de oca nativas en Bolivia tienen una amplia gama de adaptación que va desde 1700 a los 4300 msnm. Entre las variedades de estudio tenemos:

Cuadro 1. Características morfológicas de los ecotipos de oca

Órganos	Característica	Ecotipo	
		Keni	Wila ch'ismi
Tubérculo	Color predominante de la superficie de los tubérculos	Blanco	Rojo pálido
	Color secundario de la superficie de los tubérculos	Amarillo	Blanco
	Color predominante de la pulpa de los tubérculos	Blanco	Blanco
	Color secundario de la pulpa del tubérculo	Ausente	Rojo pálido
	Forma de los tubérculos	Claviforme	Claviforme
Tallos y hojas	Color de tallos aéreos	verde amarillento	verde amarillento
	Pigmentación de axilas	Presente	Presente
	Color del follaje	Verde amarillento oscuro	Verde amarillento oscuro con púrpura
	Color de pecíolo	verde con estipula blanca verde	con estipula púrpura grisáceo claro
Flor	Habito de floración	Moderado	Abundante
	Color de la flor	Amarillo	Amarillo
	Color de los sépalos	Verde	verde
	Color de pedúnculo y pedicelo	amarillento y púrpura grisáceo	verde amarillento y púrpura grisáceo

Fuente: PROINPA, 2003b

3.4.8. Plagas y enfermedades

Según PROINPA (2003c), las principales plagas y enfermedades que limitan la producción de oca, papalisa e isaño, en las zonas representativas de las provincias de Ayopaya, Chapare y Carrasco del departamento de Cochabamba, son: el gusano de la oca (*Systema* sp.), silvi (*Feltia* sp., *Agrotis* sp., *Copitarsia turbata*), laqatu (*Anomala* sp.), pulgilla o piqui-piqui (*Epitrix* sp.), gorgojo (*Premnotrypes* sp., *Microtrypes* sp.), polilla (*Phthorimaea operculella*), pulgon (*Macrosiphum euphorbiae*), gusano alambre (*Ludius* sp.) y challu (*Epicauta* sp.)

Según Cortes (1981), el principal problema en el cultivo de la oca es la presencia de un *Chrysanélido* (coleóptero) que en estado adulto ataca el follaje y en estado de larva, los estolones y tubérculos.

El mismo autor menciona que los gusanos de tierra (*Copitarsia turbata*) causan daño a los órganos subterráneos, y los pulgones (*Macrosiphum euphorbiae*) atacan a los órganos aéreos; también se encuentran trips (*Frankiniella tuberosi*) y epitrix (*Epitrix subcrinita*).

Según PROINPA (2003c), el cultivo de oca presenta nemátodos muy importantes los cuales son:

- ***Thecavermiculatus* sp.:** Los reportes de la presencia de *Thecavermiculatus* sp. se limitaban a zonas productoras de oca en el Perú y alrededores del lago Titicaca. Sin embargo en 1993-94 en Cochabamba-Bolivia, este nemátodo *Thecavermiculatus* sp. redujo en 30% los rendimientos del cultivo de oca. Estos nemátodos se encuentran adheridos al suelo y raíces del cultivo de oca, son de forma globosa y de color blanco parecido a quistes.
- ***Nacobbus aberrans* y *Globodera* sp.:** la mayoría de los suelos de las zonas productoras de oca, papalisa e isaño se encuentran infestados por *Nacobbus aberrans* y *Globodera* sp. La presencia de ambos nemátodos en los sistemas de rotación de estos tubérculos dificulta su control. (IPGRI/CIP, 2001)

En cuanto a los virus, es difícil diferenciar las plantas sanas y las plantas con síntomas de virus, ya que las plantas sanas se encuentran en un 80-90%, esto en el departamento de Cochabamba. También se sabe que el principal vector de virus son los áfidos. (PROINPA, 2003c)

3.4.9. Densidades de siembra y rendimiento

A una densidad de siembra de 25000 plantas por hectárea, se tendrían rendimientos de 57,5 TN/ha. En evaluaciones efectuadas en Puno, Perú, se llegó a la conclusión que la densidad óptima de plantas de oca está entre 66000 - 80000 plantas/ha, que se obtiene con un distanciamiento de 0,50 m entre surcos y 0,37 m entre plantas, resultando un rendimiento de 72 TN/ha (Jiménez, 1986).

La reproducción de oca es por tubérculos, mas no por semillas, este cultivo es muy parecido al de la papa. En condiciones normales produce 5 TN/ha, bajo condiciones mejoradas 7 TN/ha y en forma experimental se han alcanzado las 40 TN/ha (Giannoni, 2007).

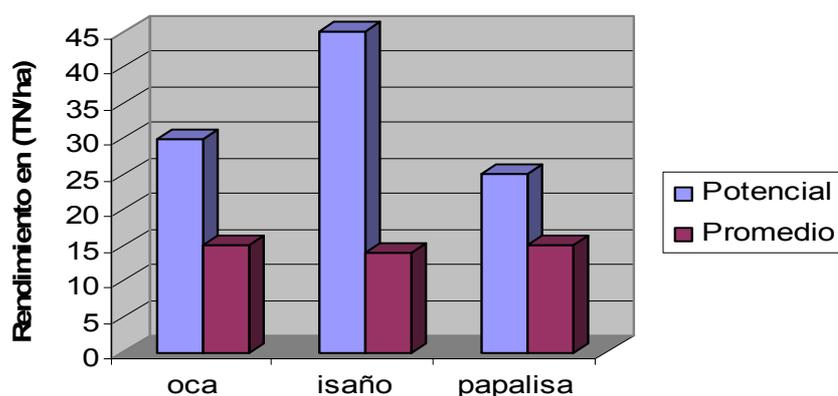
En Bolivia, Puch (1979), comparó cuatro variedades peruanas y dos bolivianas que se sembraron en diferentes condiciones agroecológicas: altiplano, planicie, cerro y orilla del lago.

Cuadro 2. Rendimiento promedio de seis variedades de oca en tres localidades diferentes de Bolivia (en TN/ha)

Variedad	Belén/ planicie	Murumamani/ cerro	Huatajata/ orilla del lago
C 191	33,0	11,2	16,0
C 289	28,5	15,1	13,5
Cusco	47,6	19,6	28,3
Kayra	31,5	13,4	16,2
Janko apilla	33,1	14,6	15,8
Kenya	26,2	9,1	7,6

Fuente: Puch, 1979

Con la selección positiva se obtuvo rendimientos mayores a 30 TN/ha, como se muestra en la siguiente figura:



Fuente: PROINPA, 2003a

Figura 7. Rendimientos Potencial vs. Rendimiento Promedio de tubérculos en Candelaria

3.4.10. Usos y valor nutricional

Tiene un alto contenido de almidón, minerales y ácidos orgánicos (incluyendo oxalatos solubles), lo que le da un sabor ligeramente ácido (Maza *et al.*, 2007).

El valor nutritivo es muy variable, pero igual o mejor que la papa. Su contenido de proteína es muy variable, pero generalmente está por encima del 9% en la materia seca y con buena proporción de aminoácidos esenciales (Giannoni, 2007).

Cuadro 3. Evaluaciones fenológicas y productivas en el material genético de oca

Variable	Rango
Ciclo vegetativo, días	220 - 270
% Materia seca	14 - 32.1
% Azúcares base seca	14,4 – 46.7
% Almidón base seca	26,6 – 83.1
% Proteína base seca	3,3 - 7.3
Rendimiento, peso fresco t/ha	3 - 97*
% Khaya /oca fresca	18,0 – 21.6

* Dos ecotipos del más alto rendimiento fueron seleccionados y después de evaluarse en varias campañas se seleccionaron las variedades Cusco y Kayra.

Fuente: Cortés, 1979

- **Alimento:** Se consume el tubérculo, la oca, se consume en sopas y guisos. Evidencias históricas indican que fue un alimento básico en los Andes en la época precolombina (Maza *et al.*, 2007).

Arbizo (1986) y Tapia (1990), mencionan que el tubérculo congelado y secado se denomina *khaya*; si se lava después de la congelación se obtiene un producto más blanco, considerado de calidad superior, denominado *khaya*; la harina de esta última se utiliza para preparar mazamorras y dulces. La oca es ante todo una buena fuente de energía; las cantidades de proteínas y grasas son bajas.

Una vez cosechado debe asolearse durante unos días para desarrollar la sacarina. También se prepara el chuño de oca (Giannoni, 2007).

Arbizo (1986) y Tapia (1990), mencionan que las ocas se asolean primero, para hacerlas más dulces, y luego se sancochan, asan o preparan en la *pachamanca*.

- **Medicinal:** Se utiliza contra el dolor de los oídos, para aliviar la inflamación de los testículos, también como emoliente, para el tabardillo y como astringente (Maza *et al.*, 2007).

- **Consumo animal:** se utiliza como forraje (la planta entera) para la alimentación de cerdos (Giannoni, 2007).

Según Maza *et al.*, (2007), los tubérculos de oca representan una excelente fuente de carbohidratos para alimentación animal.

3.5. Hidroponía

Etimológicamente el concepto de hidroponía deriva del griego y significa literalmente trabajo o cultivo (ponos) en agua (hydros). Hidroponía se define ahora como la ciencia de cultivo de plantas sin uso de tierra, pero con uso de medio inerte como arena, cascarilla de arroz, grava, aserrín, entre otros, a los que agrega una solución de nutrientes con todos los elementos esenciales requeridos por la planta para su crecimiento y desarrollo normal (FAO, 2003).

La hidroponía es un excelente medio para estudiar y conocer la fisiología nutricional de las raíces y tuberosas andinas, aun poco estudiadas y con gran potencial para la alimentación (CIHNM-UNALM, 1996).

En la hidroponía existen tres sistemas de producción: sistema aeropónico (aire, atomizando la solución nutritiva a las raíces), sistema en sustrato sólido y en un sistema líquido (raíz flotante), por lo que son llamados también “cultivos sin suelo”. (Sánchez, 2004).

- **Aeroponía:** Una neblina de solución nutriente es pulverizada constantemente sobre las raíces de las plantas suspendidas arriba en una estructura. La técnica provoca un crecimiento extremadamente rápido de las plantas debido a la gran cantidad de oxígeno disuelto en la solución nutritiva. (FAO, 2003)
- **Sistema en sustrato sólido:** Este sistema es el más usado en la hidroponía, por ser menos exigente en cuidados y de fácil acceso a los materiales, consiste en usar sustratos inertes como: escoria de volcán, arena, cascarilla de arroz (FAO, 2003).
- **Sistema líquido:** Este es un sistema de cultivo en agua que se utiliza camas forradas con plástico negro con bases de termopor (plastaform, plumavit) que flotan y sostienen a las plantas (CIHNM-UNALM, 1996).

En el sistema de sustrato sólido se pueden utilizar distintos sustratos y mezclas de sustratos como se menciona a continuación:

3.5.1. Sustratos

Según Sánchez (2004), la función del sustrato es la de proporcionar a la planta un medio de sostén, retener humedad y la solución nutritiva de la planta, dándole oxigenación, protegiendo a la raíz de la luz

El sustrato en el que las raíces crecen debe ser lo suficientemente fino para mantener un adecuado nivel de humedad, pero a la vez no tan fino con el objeto de permitir una aireación eficiente. El sustrato hidropónico debe ser inerte, o sea no debe contener sustancias que reaccionen con la solución nutriente, no contener sustancias tóxicas para las plantas (GCA, 2006).

Existen un elevado número de materiales para ser utilizados como medios de cultivo de las plantas desarrolladas sin suelo.

La elección de un material u otro vendrá determinada por varios factores: la disponibilidad del mismo, la finalidad de la producción, su costo, las propiedades físico-químicas y las experiencias previas en su utilización. Los sustratos pueden clasificarse en orgánicos (de origen natural, de síntesis, de subproductos o de residuos agrícolas, industriales y urbanos) e inorgánicos o minerales (de origen natural, transformados o tratados, y residuos o subproducto industriales) (Cahiers, 1999).

3.5.1.1. Sustratos orgánicos

3.5.1.1.1. Turba

Este sustrato no es considerado inerte, ya que contiene nutrientes, sin embargo en la hidroponía se le considera un sustrato semihidropónico (CIHNM-UNALM, 1996).

La turba representa al sustrato más utilizados en la producción de semilla prebásica de papa, donde se recomiendan realizar mezclas con arena (Palacios, 2002)

“Están formadas por restos de musgos y otras plantas superiores que se hallan en proceso de carbonización lenta, fuera del contacto con el oxígeno, a causa de un exceso de agua, por lo que conservan largo tiempo su estructura anatómica. Los residuos vegetales pueden depositarse en diferentes ecosistemas lo que daría lugar a la formación de dos tipos de turba: *Sphagnum* u *oligotróficas* y *herbáceas* o *eutróficas*” (Cahiers, 1999).

3.5.1.1.2. Cascarilla de arroz

Para eliminar restos de semilla de arroz y malezas, se debe fermentar la cascarilla por el lapso de 8-20 días según el clima de la región. Además, este lavado ayuda a eliminar el almidón de los granos de arroz, que al fermentarse puede afectar la asimilación de los nutrientes o quemar las raíces (FAO, 2003).

Otra forma utilizada para mejorar la retención de humedad fue la de mezclar la cascarilla de arroz cruda con otros materiales tales como la escoria de carbón y la arena de río. En la actualidad también se puede utilizar cascarilla de arroz semiquemada como sustrato para los cultivos hidropónicos de clavel y rosas (Calderón, 2001).

3.5.1.1.3. Aserrín

El aserrín preferentemente debe ser de maderas que no sean rojas ni de pino, además el aserrín debe ser apenas una pequeña parte (entre 15 a 20%) del total de sustrato que se coloca en una cama de cultivo. Cantidades mayores pueden perjudicar el crecimiento y la producción de algunas plantas. Conviene lavarlos con agua caliente antes de mezclarlos (Calderón, 2001).

3.5.1.2. Sustratos inorgánicos

Según Izquierdo (2003), los sustratos orgánicos que se pueden utilizar para el sistema hidropónico son:

- Escoria de carbón mineral quemado
- Arenas de ríos o corrientes de aguas limpias que no tengan alto contenido salino
- Grava fina
- Espuma de poliuretano
- Lana de roca
- Perlita
- Sepiolita

La arena es una de las sustancias más utilizada en la mezcla de sustratos, aunque se emplea en pequeñas cantidades. La arena mejora la estructura del sustrato, pero aporta peso al mismo.

Las arenas utilizadas no deben contener elementos nocivos tales como sales, arcillas o plagas. El grano no debe ser grueso. La arena de río, que es la mejor, debe estar limpia para ser utilizada en sustratos. (Calderón, 2001).

Cuando se usan escorias de carbón o arenas de río, estos materiales deben lavarse 4 o 5 veces, hasta que el agua de lavado sea clara, esto para eliminar todas aquellas partículas pequeñas (Izquierdo, 2003)

3.5.2. Solución hidropónica

Existen un gran número de soluciones nutritivas para distintos cultivos, y muchos cumplen con los requerimientos de un buen número de especies. Sin embargo, cada cultivo tiene sus propias exigencias nutricionales (CIHNM-UNALM, 1996).

La preparación de la solución puede ajustarse de acuerdo a las condiciones del cultivo, es decir, el tipo de planta, la edad, las condiciones climáticas, etc. La experiencia puede ser la mejor indicadora de la fórmula ideal. La concentración de sales y el pH influyen en el funcionamiento de la planta; las raíces obtienen los nutrientes por ósmosis a nivel de los pelos radiculares, así cuando la concentración o el pH no son los adecuados para la planta que se quiere cultivar, se obstaculizará el proceso de ósmosis y la planta no sobrevivirá. (GCA, 2006).

Según FAO (2003), las sales hidropónicas generalmente contienen macro nutrientes como: nitrógeno, fósforo, calcio, magnesio, azufre y micronutrientes. manganeso, cobre, zinc, hierro, boro, cloro y molibdeno. Estos componentes se adicionan en forma de soluciones concentradas a través de sales como: fosfato monoamónico, nitrato de calcio, nitrato de potasio las cuales forman la solución A (nutriente mayor) y la solución B (nutriente menor) compuesto por las sales sulfato de magnesio, sulfato de manganeso, sulfato de cobre, sulfato de zinc, ácido bórico, molibdato de amonio, quelato de hierro como se muestra en el [anexo 3](#).

El mismo autor menciona que dichas soluciones concentradas son disueltas en una proporción de 5:2, es decir 5 ml de solución concentrada A y 2 ml de solución concentrada B para un litro de solución nutritiva (agua para regar), realizando un riego de 2 a 3,5 litros de solución nutritiva por metro cuadrado, esto depende de la temperatura y el clima del lugar. Además que estas soluciones concentradas fueron probadas en más de 30 hortalizas, obteniéndose resultados óptimos en las mismas.

Sin embargo en la Universidad Nacional Agraria La Molina de Lima, Perú, se formuló soluciones concentradas con insumos disponibles en el mercado como: nitrato de potasio (13,5%N, 45%K₂O), nitrato de amonio o sulfonitrato (31% N, 5% SO₄), superfosfato triple (45% P₂O₃, 20% CaO), sulfato de magnesio (80%MgO), fertilom combi, y ácido bórico. Las tres primeras sales forman la solución concentrada A y las tres últimas la solución concentrada B. La aplicación de estas soluciones concentradas se realiza de la misma forma que la formulación de la FAO (CIHNM-UNALM, 1996).

4. LOCALIZACIÓN

El presente trabajo se realizó en instalaciones del Instituto Boliviano de Tecnología Nuclear (IBTEN) como se muestra en la figura 6, el mismo se encuentra en la provincia Ingavi a 3 Km de la ciudad de Viacha y a 35 Km de la ciudad de La Paz, ubicado geográficamente entre los paralelos 16° 39' 25" Latitud Sud y 68° 18' 00" Longitud Oeste, y a una altitud de 3850 msnm como se muestra en la figura 8.



Fuente: GOOGLEEARTH, 2007

Figura 8. Ubicación geográfica del IBTEN-VIACHA

4.1. Descripción climatológica

Las características climáticas están dadas por los siguientes parámetros (tomadas de la estación Meteorológica del CIN-Viacha para un periodo de 20 años).

Precipitación pluvial media anual	542 mm
Temperatura media anual	7,1 °C
Temperatura mínima absoluta	-3,4 °C
Temperatura máxima absoluta	16,6 °C
Humedad relativa media anual	57,8%
Evaporación	4,7 mm/día
Nubosidad	3,33 octavos
Velocidad del viento	8,747 Km/h
Días con helada	200 días (Palacios, 2002)

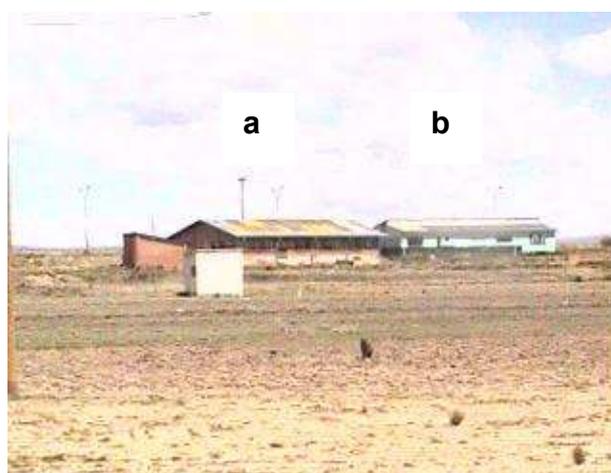


Figura 9. Instalaciones del invernadero (a) y Laboratorio de Biotecnología (b) del IBTEN-VIACHA

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Materiales

Para el presente estudio se utilizaron las siguientes instalaciones con sus respectivos equipos y materiales:

- Ambiente atemperado (Invernadero)
- Laboratorio de Biotecnología y sus equipos
- Camas de trasplante
- Sustratos y nutrientes hidropónicos ([Anexo 3](#))
- Material de desinfección (Basamid y Benlate)

5.1.1. Material vegetal

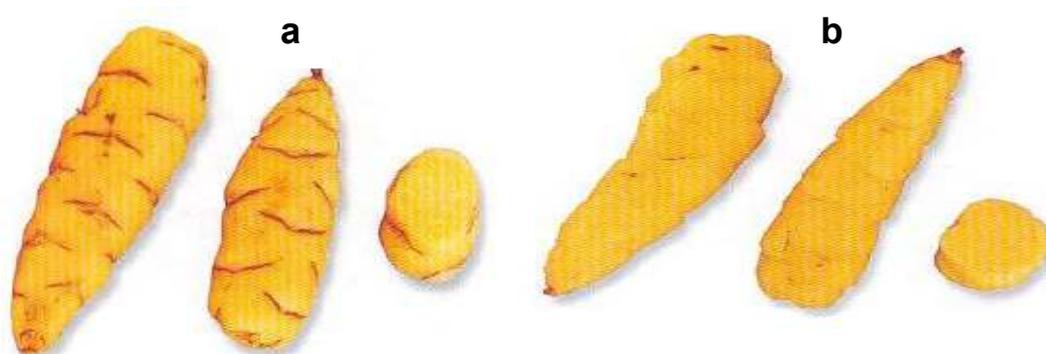
Para la presente investigación se utilizaron dos ecotipos de oca Keni (CO-28)¹ y Wila ch'ismi (A-17)¹, procedentes de la colección de germoplasma *in vitro* del Laboratorio de Biotecnología Vegetal del CIN- Viacha, IBTEN. La elección de estos ecotipos fue debido al valor comercial y la demanda que tienen en el mercado semillero ([Anexo 11](#)), adaptación, rusticidad y su buena productividad.

El ecotipo Keni proviene de la localidad Ambana, se encuentra en los valles interandinos del Norte del Departamento de La Paz (Carpio, 2001). Este ecotipo tiene las siguientes características: posee tubérculos claviformes de piel blanca, ojos de color blanco, pulpa blanca, color del follaje verde amarillento, color de la flor amarillo, hábito de floración moderada (PROINPA, 2003b).

El ecotipo Wila ch'ismi proviene de la localidad Escoma, que se encuentran en el altiplano norte del Departamento de La Paz (Carpio, 2001).

¹ Codificación que corresponde a la colección del IBTEN

Sus características son las siguientes: posee tubérculos claviformes de piel blanca con un rojo pálido, ojos de color rojo pálido, pulpa blanca, color del follaje verde amarillento oscuro y púrpura grisáceo, color de la flor amarillo y floración abundante (PROINPA, 2003b).



Fuente: PROINPA, 2004b

Figura 10. Material vegetal: tubérculos de los ecotipos de oca Wila ch'ismi (a) y Keni (b)

Para obtener plántulas libres de enfermedades bacterianas, fungosas y virósicas, fueron tratadas con técnicas de termoterapia y cultivo de meristemas. Los ecotipos estudiados estaban en medios de conservación, su micropropagación *in vitro* se realizó a 18 °C y un fotoperiodo de 16 horas luz y 8 de oscuridad.



Figura 11. Plántulas *in vitro* de los ecotipos de oca Keni (CO-28) y Wila ch'ismi (A-17)

5.2. Metodología

Para la producción de semilla básica de oca se utilizaron plántulas *in Vitro* ([Anexo 4 y 9](#)) hacia su posterior aclimatación en invernadero, para lo cual se desarrollaron los siguientes pasos:

5.2.1. Desinfección y preparación de sustratos

La desinfección de los sustratos (turba, arena, cascarilla, aserrín y paja picada) se realizó con el fungicida nematocida BASAMID (tetrahydro-3,5-dimethyl-2H-1,3,5-tiadiazina-2-thione, DAZOMET 98% p/p) en una relación de 200 g/m³, espolvoreando el producto en capas cada 10 cm de sustrato, luego se humedeció con agua para que actué el producto, esto se dejó por el lapso de 1 mes cubierto con plástico para su desinfección. Posteriormente se realizaron pruebas de germinación para poder utilizar el sustrato libre del producto.

Luego se procedió a mezclar los diferentes sustratos en las siguientes proporciones (proporciones en volumen):

100% Turba (TESTIGO)

50% Arena + 50% cascarilla de arroz

50% Arena + 50% Aserrín

50% Arena + 50% Paja

En la preparación de las platabandas o camas de producción se puso primeramente mallas milimétricas y luego el plástico de color negro, posteriormente se distribuyeron los sustratos hasta 15 cm de altura, según el croquis experimental ([Anexo 6](#)).

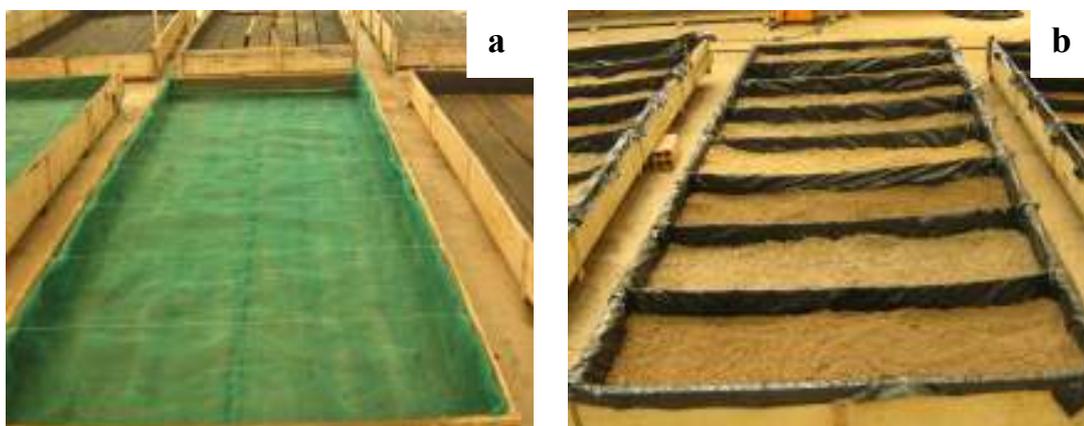


Figura 12. Preparación de las camas de transplante (a) y distribución del sustrato según cada tratamiento (b)

5.2.2. Transplante y aclimatación

Para el transplante las plántulas *in vitro* en un inicio fueron lavadas con agua destilada con el propósito de separar los restos de agar del medio de cultivo, posteriormente la parte basal de las plántulas *in vitro* fueron sumergidas por dos minutos en BENLATE (Benomyl 50; Methyl- (Butycarbamoyl) 2 benzidazolecarbamate 50%), en una relación de 1 g/l Posteriormente se abrieron pequeños hoyos para el transplante de las plántulas en los diferentes sustratos.

El distanciamiento fue de 7x10 cm (plantas x surco), obteniéndose 52 plantas por unidad experimental, luego se cubrieron con una tela “bongé” para evitar un estrés extremo por quemaduras, humedad y luminosidad por dos semanas.



Figura 13. Desinfección de la plántulas in vitro con Benlate

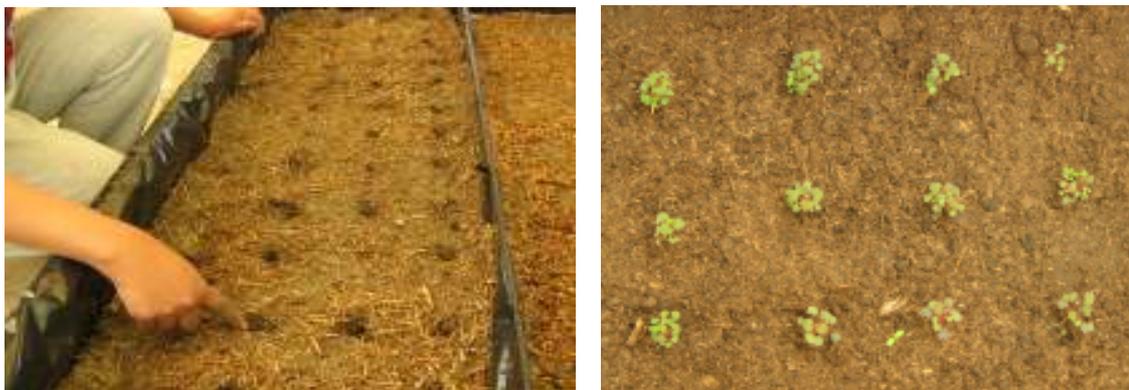


Figura 14. Aclimatación de las plántulas *in vitro*

5.2.3. Preparación de la solución hidropónica y dosis de riego

La preparación de la solución hidropónica se realizó según recomendaciones de la FAO. La aplicación se realizó en una relación de 5 ml de solución A (macro nutrientes) y 2 ml de solución B (micro nutrientes) en 100 ml de agua ([Anexo 3](#)).

En la fase de aclimatación se realizó riegos con agua de grifo solo lo necesario hasta el prendimiento. En el primer mes del experimento se aplicó una dosis de 67,5 ml de solución A, 27 ml de solución B para 27 litros de agua de riego. Las cuales se distribuyeron en 1,5 litros por Unidad Experimental ($0,66 \text{ m}^2$) diariamente, a excepción de un día a la semana en la cual el riego fue con agua de grifo. Para los dos meses siguientes se utilizó la misma dosis, pero por la excesiva humedad se regó día por medio con la solución hidropónica, a excepción del quinto riego donde se regó con agua de grifo, para evitar la acumulación de sales en el sustrato.

Desde el cuarto mes hasta el sexto mes se utilizó la siguiente dosis: 67,5 ml de solución A, 27 ml de solución B para 54 litros de agua de riego, las cuales se distribuyeron en esta ocasión a 2,5 litros por Unidad Experimental ($0,66 \text{ m}^2$), día por medio, donde el quinto riego se realizó con agua de grifo, como en los anteriores meses. En el último mes se disminuyó el riego 2 veces por semana debido al inicio de formación de tubérculos.

Para el sustrato turba se utilizó solo agua de grifo para el riego, en la misma cantidad que las otras unidades experimentales. El riego se realizó con ayuda de una regadera plástica por las mañanas. En los días calurosos se aplicó un riego adicional con agua de grifo por las tardes.

En el cuarto mes se realizó una fertilización adicional con fosfato diamónico, para ayudar a la formación de tubérculos, y en el sexto mes otra enmienda con fosfato monoamónico. La aplicación se realizó en forma líquida 1Kg/60 litros de agua de riego, regando 2,5 litros por unidad experimental, este riego se realizó a todas la unidades experimentales por igual, incluyendo la turba.



Figura 15. Dosis de la solución hidropónica para la aplicación en el riego

5.2.4. Aporque

En el tercer y quinto mes se realizaron 2 aporques en el cultivo de oca de 5 cm de altura obteniéndose finalmente 20 cm de altura de sustrato. Esto para una buena formación de los tubérculos.

5.2.5. Defoliación y Cosecha

La cosecha se realizó al finalizar el séptimo mes, es decir a los 210 días después del transplante, previo corte del follaje o defoliación, esto para ayudar a la maduración del tubérculo.

La cosecha se realizó después de 7 días de la defoliación, cuando los tubérculos semilla llegaron a la madurez fisiológica. Esta actividad fue de forma manual con ayuda de una pala de jardín.



Figura 16. Madurez fisiológica de la oca a los 210 días después del transplante



Figura 17. Producción de oca por unidad experimental (0,66 m²)

5.2.6. Clasificación y almacenamiento de semilla

La clasificación de los tubérculos de oca se realizó por tamaños y longitud, esta clasificación es una propuesta para posteriores trabajos en producción de semilla de oca, donde se tomo como base la clasificación de papa existente en el ámbito semillero. Entonces se tiene la siguiente clasificación como se muestra en el cuadro 4:

Cuadro 4. Clasificación de tubérculos de oca por tamaño y longitud

Clase	Longitud del tubérculo (cm)
I	> 5
II	4 a 5
III	3 a 4
IV	1,5 a 3
V	<1,5

Luego de clasificar la semilla se almacenó en una cámara de conservación en condiciones de oscuridad y una temperatura de 4°C.



Figura 18. Clasificación de tubérculos semilla para cada ecotipo de oca

5.2.7. Diseño experimental

Los datos obtenidos en la investigación fueron evaluados bajo un diseño de bloques completamente al azar con arreglo bifactorial simple 4 x 2 y tres reiteraciones (Calzada, 1980).

5.2.7.1. Factores de estudio y tratamientos

Se utilizó los siguientes factores de estudio:

Factor A: Ecotipos de oca	Factor B: Sustratos
a1 = Keni	b1 = turba (TESTIGO)
a2= Wila Ch'ismi	b2 = 50% Arena + 50% cascarilla de arroz
	b3 = 50% Arena + 50% Aserrín
	b4 = 50% Arena + 50% Paja

Los tratamientos fueron los siguientes ([Croquis anexo 6](#)):

T1 = a1 b1	= Keni + 100% turba (testigo)
T2 = a1 b2	= Keni + 50%arena y 50%cascarilla de arroz
T3 = a1 b3	= Keni + 50%arena y 50%aserrin
T4 = a1 b4	= Keni + 50%arena y 50%paja
T5 = a2 b1	= Wila ch'ismi + 100% turba (testigo)
T6 = a2 b2	= Wila ch'ismi + 50%arena y 50%cascarilla de arroz
T7 = a2 b3	= Wila ch'ismi + 50%arena y 50%aserrin
T8 = a2 b4	= Wila ch'ismi + 50%arena y 50%paja

5.2.7.2. Modelo lineal

$$X_{ijk} = \mu + \beta_j + \alpha_i + \gamma_k + (\alpha\gamma)_{ik} + \varepsilon_{ijk}$$

Donde:

X_{ijk} = Una observación cualquiera

μ = media general

β_j = Efecto del j- esimo bloque

α_i = Efecto del i- esimo ecotipo

γ_k = Efecto del K- esimo sustrato

$(\alpha\gamma)_{ik}$ = Interacción del i-esimo ecotipo con el K-esimo sustrato. Interacción ecotipo x sustrato

ε_{ijk} = Error experimental

5.2.8. Parámetros de evaluación

Para evaluar los resultados se efectuaron mediciones de variables de estudio: como temperatura dentro del invernadero, y características de los sustratos. En cuanto a las variables de respuesta tenemos las variables fenológicas, agronómicas, fisiológicas, de rendimiento y variables económicas.

5.2.8.1. Variables de estudio

a) Temperatura: Se tomó diariamente datos de temperatura dentro del invernadero.

b) pH del sustrato: La medición de pH se realizó a un inicio de muestras de los sustratos ya mezclados. Para ello se saturó con agua destilada en una relación de 50g/200ml (sustrato/agua), luego de un día se filtró el agua de cada sustrato para medir el pH con un pH-metro de laboratorio.

c) Capacidad de campo del sustrato: Para esto se tomaron muestras del sustrato en cilindros metálicos cuidando la estructura del sustrato de acuerdo a procedimientos ya estandarizados.

d) Porcentaje de humedad del sustrato: Se tomó dos muestras, la primera una hora después del riego, y otra a los dos días, para obtener el consumo de agua por la planta y la pérdida de humedad de cada sustrato.

El procedimiento fue el siguiente: se tomó una muestra del centro de la unidad experimental, en envases de aluminio, para luego pesarlo y llevarlo a la cámara de secado como se ve en la figura 19, por un lapso de 24 horas a 50°C. La humedad gravimétrica del sustrato se calculó con la siguiente fórmula:

$$\%HS = \frac{psh - pss}{psh} \times 100$$

Donde:

%HS = Porcentaje de humedad del suelo
 psh = Peso húmedo del suelo
 pss = Peso seco del suelo



Figura 19. Toma de muestra de sustrato para el análisis de suelo (a) y mufla (cámara de secado) (b)

5.2.8.2. Variables fenológicas

a) Porcentaje de prendimiento y/o supervivencia: se realizó al finalizar la fase de aclimatación, tomando como base toda la población de plántulas transplantadas.

b) Días a la floración: Se contaron los días a la floración después de la fase de aclimatación.

c) Velocidad de crecimiento: esta variable se calculó según la altura de la planta, es decir el promedio de la división de la altura de la planta sobre el número de días.

5.2.8.3. Variables Agronómicas

a) Altura de la planta: La altura de planta se midió con ayuda de una regla, desde la base hasta la parte apical en cada fase fenológica.

b) Diámetro del tallo: Se evaluó en cada fase fenológica con ayuda de un vernier a 2 cm del cuello de la planta.

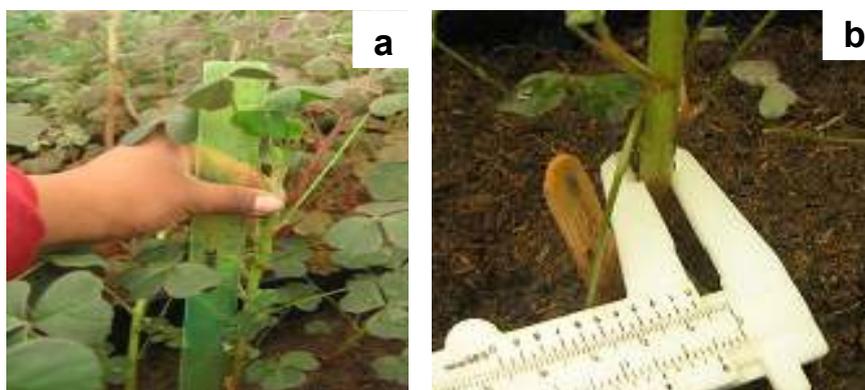


Figura 20. Toma de datos de la altura de la planta (a) y el diámetro del tallo (b)

c) **Número de hojas:** Se contaron las hojas cada fase fenológica, este dato también sirvió para calcular el área foliar de la planta.

d) **Número de ramas:** Se contaron el número de ramas a partir del cuello de la planta.

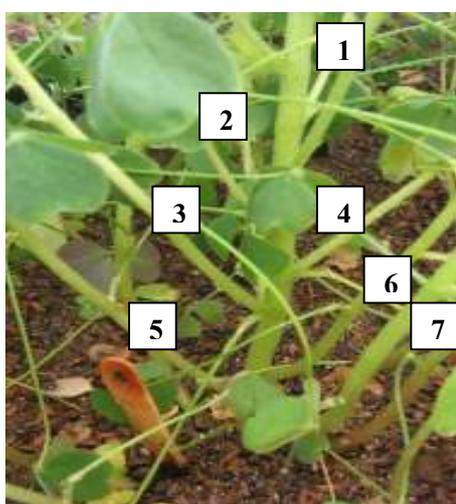


Figura 21. Toma de datos del número de ramas de la planta de oca (con 7 ramas)

5.2.8.4. Variables fisiológicas

a) **Área foliar:** solo se tomaron dos medidas de área foliar, una a los 60 días después del trasplante, y la otra a los 120 días, esto se realizó con ayuda de un papel milimetrado.

Se tomó cinco plantas como muestras, dividiendo subjetivamente en tres partes: la parte superior, media, e inferior de cada planta, es decir que se muestrearon tres hojas por planta, de las cuales se tomó el promedio para multiplicar por el número de hojas por planta, obteniéndose las unidades del área foliar en $\text{cm}^2/\text{planta}$.



Figura 22. Toma de datos del área foliar a los 120 días después del transplante

b) Masa foliar: Durante la cosecha se pesó la masa foliar de cada muestra en una balanza analítica ([Anexo 5](#)), es decir el peso de cada planta sin la raíz ni los tubérculos, esto para realizar una relación con la masa radicular.

c) Masa radicular: Durante la cosecha se pesó la masa radicular (peso de cada raíz por planta) de cada muestra en una balanza analítica ([Anexo 5](#)).

d) Porcentaje de humedad de la planta: Se evaluó dos veces uno antes de la floración y el otro en la cosecha. La primera muestra fue de 100 g (pph) de masa foliar la cual se cortó a una longitud de 1 cm, con una tijera de podar.

Luego se dejó secar por una semana en papel periódico, para posteriormente ponerlo a la mufla (cámara de secado) ([Anexo 5](#)) a 30°C por 3 horas, luego se pesó la muestra de cada tratamiento (pps). Con la segunda muestra se realizó lo mismo, pero solo se utilizó el peso de una planta.

El cálculo del porcentaje de humedad se realizó con la siguiente fórmula:

$$\%HP = \frac{pph - pps}{pph} \times 100$$

Donde:

%HP = Porcentaje de humedad de la planta

pph = Peso húmedo de la planta

pps = Peso seco de la planta

e) Porcentaje de humedad de la raíz: Se evaluó el porcentaje de humedad de la raíz en la cosecha. Para ello se tomó el peso de la raíz por planta (prh), la cual también se cortó a una longitud de 1 cm, luego se puso directamente a la mufla (cámara de secado) (Anexo 5) a 30°C por 3 horas, se pesó la muestra de cada tratamiento (prs) y se calculó el porcentaje de humedad con la siguiente fórmula:

$$\%HR = \frac{prh - prs}{prh} \times 100$$

Donde:

%HR = Porcentaje de humedad de la raíz

prh = Peso húmedo de la raíz

prs = Peso seco de la raíz



Figura 23. Peso de la raíz y muestras para determinar la humedad de la raíz

f) Porcentaje de humedad del tubérculo: Se evaluó el porcentaje de humedad del tubérculo, en la cosecha. Se tomó 3 tubérculos, uno de 4 cm, otro de 3 cm y el último de 1,5 cm de longitud, luego se pesaron los tubérculos (pth). Luego se cortaron en rodajas para que pierda rápidamente la humedad, se dejó secar por una semana en papel periódico y posteriormente en la mufla (Anexo 5) a 30°C por 3 horas. Se pesó la muestra de cada tratamiento (pts) y se calculó el porcentaje de humedad con la siguiente fórmula:

$$\%HT = \frac{pth - pts}{pth} \times 100$$

Donde:

%HT = Porcentaje de humedad del tubérculo
 pth = Peso húmedo del tubérculo
 pts = Peso seco del tubérculo



Figura 24. Muestras para la determinación de la humedad del tubérculo

5.2.8.5. Variables de rendimiento

a) Peso del tubérculo y rendimiento: Esto se realizó de acuerdo al peso de los tubérculos por planta por tratamiento, además se estimó el rendimiento en Kg/m².

b) Número de tubérculos por planta: Para esto se muestrearon plantas por tratamiento, de las cuales se contó el número de tubérculos.

c) Diámetro del tubérculo: De las 10 plantas muestreadas se midió con un vernier a la mitad del tubérculo el diámetro del mismo.

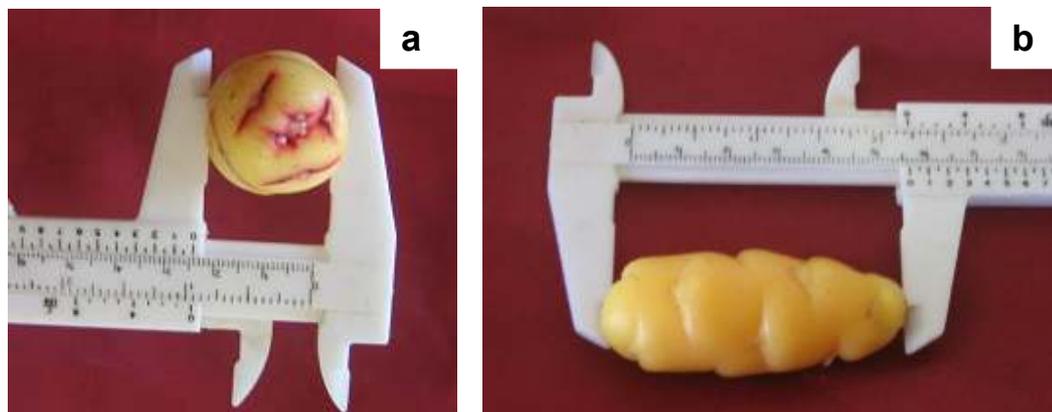


Figura 25. Determinación del diámetro (a) y longitud (b) del tubérculo de oca

d) Longitud del tubérculo: De las 10 plantas muestreadas se midió con un vernier la longitud de los tubérculos.

e) Número de yemas (ojos) por tubérculo: se contó el número de yemas de cada tubérculo de todas las muestras.

5.2.8.6. Análisis económico

Para el análisis económico del presente trabajo se realizó un cuadro de costos de producción donde se presenta los costos variables, beneficios brutos, beneficios netos y un análisis de beneficio/costo para cada tratamiento.

a) Costos variables (CV): se identificó los insumos que varían en cada tratamiento del ensayo. Se calcularon dichos costos por tratamiento. Los mismos fueron basados en precios de mercado. Teniendo estos valores, se procedió a sumar los totales.

b) Beneficio bruto (Bb): El beneficio bruto se calculó multiplicando el precio por el rendimiento obtenido de cada tratamiento, con la siguiente fórmula:

$$Bb = P * R$$

Donde: $Bb = \text{Beneficio Bruto (Bs/m}^2\text{)}$
 $P = \text{Precio del producto (Bs/Kg)}$
 $R = \text{Rendimiento (Kg/m}^2\text{)}$

c) Beneficio neto (Bn): Este valor se obtiene restando el total de los costos variables del beneficio bruto.

Donde: $Bn = Bb - CV$
 $Bn = \text{Beneficio neto (Bs/m}^2\text{)}$
 $Bb = \text{Beneficio Bruto (Bs/m}^2\text{)}$
 $CV = \text{Costo variable (Bs/m}^2\text{)}$

d) Beneficio/costo (B/C) : Este valor se obtiene dividiendo el beneficio bruto con el total de los costos.

Bb

$$B/C = \frac{\text{-----}}{CV}$$

Donde: $B/C = \text{Beneficio/costo}$
 $Bb = \text{Beneficio Bruto (Bs/m}^2\text{)}$
 $CV = \text{Costo variable (Bs/m}^2\text{)}$

5.2.9. Análisis estadístico

En función al modelo lineal del diseño bloques al azar con arreglo bifactorial (Calzada, 1980), se realizó el análisis de varianza correspondiente a las variables de estudio con un nivel de significancia del $\alpha = 0,05$ ó 5%. Donde las decisiones de significancia se tomaron según la siguiente regla:

$Pr > 0,05$	No presenta diferencias significativas (NS)	Se acepta la hipótesis nula (H_0)
$Pr < 0,05$	Presenta diferencias significativas (*)	Se acepta la hipótesis alterna (H_a)
$Pr < 0,05$	Presenta diferencias altamente significativas (**)	Se acepta la hipótesis alterna (H_a)

Para la comparación de medias se utilizó la prueba de Duncan (5%) (Steel y Torrie, 1960). Además se realizó un análisis multivariado realizando regresiones y correlaciones entre variables de respuesta, también una regresión múltiple para ver las relaciones entre variables de respuesta. El análisis de varianza se realizó con el paquete estadístico SAS versión 11,12; y el análisis multivariado con el SPSS versión 11,5.

6. RESULTADOS Y DISCUSIONES

Con los datos obtenidos en la investigación a continuación se presentan los resultados para cada variable de respuesta.

6.1. Variables de estudio

Los resultados de las variables de estudio se encuentran en el [anexo 10](#), ya que estos sirven para la interpretación de las variables de respuesta.

6.2. Variables fenológicas

Para la investigación se tomo como variables de respuesta al porcentaje de prendimiento, días a la floración, velocidad de crecimiento. A continuación se presenta el cuadro de análisis de varianza de las variables mencionadas:

Cuadro 5. Análisis de varianza de las variables fenológicas

Fuentes de Variación	Porcentaje de prendimiento			Velocidad de crecimiento		
	C.M.	Fc	P	C.M.	Fc	P
Bloque	460,39	3,27	0,6820 *	0,05	0,75	0,4925 *
Ecotipo	69,02	0,49	0,4951 NS	0,28	4,31	0,0569 *
Sustrato	43,99	0,31	0,8159 NS	5,04	77,10	0,0001 *
E * S	20,38	0,14	0,9312 NS	0,03	0,48	0,6981 NS
Error	140,64			0,07		
TOTAL		CV =13,92%			CV =7,63%	
Curtosis		-0,37			-0,75	
Sesgo		-0,61			-0,81	

C.M. = Cuadrado medio; Fc = F calculado; P = probabilidad (Ft 5%); * = significativo; NS = no significativo.

Del cuadro 5 se infiere que en el porcentaje de prendimiento existen diferencias significativas entre bloques, esto puede deberse principalmente a la entrada de luz en el invernadero lo cual influyó en los resultados obtenidos para el prendimiento de la plántulas *in vitro* y la velocidad de crecimiento, esto pudo deberse al bloqueo que se realizó por la entrada de luz.

En cuanto al ecotipo y sustrato no fueron significativos en el primer caso, lo que quiere decir que cada tratamiento tuvo un prendimiento uniforme durante la aclimatación. Contrariamente existen diferencias significativas entre ecotipos al igual que los sustratos en función a la velocidad de crecimiento diario, por lo que se realizó una comparación de medias.

Sin embargo la interacción ecotipo x sustrato no fue significativo lo cual indica que cada factor tuvo un efecto independiente en los resultados obtenidos en ambas variables.

6.2.1. Porcentaje de prendimiento

Al realizar una comparación de medias, no existen diferencias significativas en el porcentaje de prendimiento de los ecotipos de oca Keni (86,9 %) y Wila ch'ismi (83,5%). En cuanto a los sustratos (Arena + aserrín 89,1%, arena + cascarilla 84,7%, arena + paja 84,0%, y turba 82,9%) la prueba de Duncan (5%) no encontró diferencias significativas en el porcentaje de prendimiento.

Esto pudo deberse a que las plántulas *in vitro* de oca tuvieron un buen desarrollo en laboratorio y buenas características fenotípicas (buen enraizamiento, altura, diámetro, desarrollo de yemas). Así también se le puede atribuir a un buen manejo de las plántulas *in vitro* en el proceso de aclimatación.

6.2.2. Días a la floración

La floración de los ecotipos estudiados no pudo ser evaluada debido a que en ambos genotipos la floración fue poco significativa. A los 180 días que según el ciclo normal de la oca debían haber florecido, no se tuvo ni el 10% de flores por unidad experimental, y estas pocas flores llegaron a abortar (no hubo fructificación).

Lescano, (1994) menciona que la floración de la oca a campo abierto ocurre a los 110 días, en la investigación las primeras flores aparecieron a los 157 días después del trasplante en forma escalonada.

En cuanto a los ecotipos las primeras flores que aparecieron fueron del ecotipo Wila ch'ismi y después de dos semanas, a los 170 días floreció el ecotipo Keni. PROINPA, (2003b) indica que el ecotipo Wila ch'ismi tiene floración abundante a comparación del ecotipo Keni que es de floración moderada esto no pudo ser corroborado ya que como se indicó anteriormente la floración fue mínima.



Figura 26. Floración del ecotipo Wila ch'ismi (a) y Keni (b) a los 180 días después del trasplante

6.2.3. Velocidad de crecimiento

A continuación se presenta la comparación de medias para la velocidad de crecimiento:

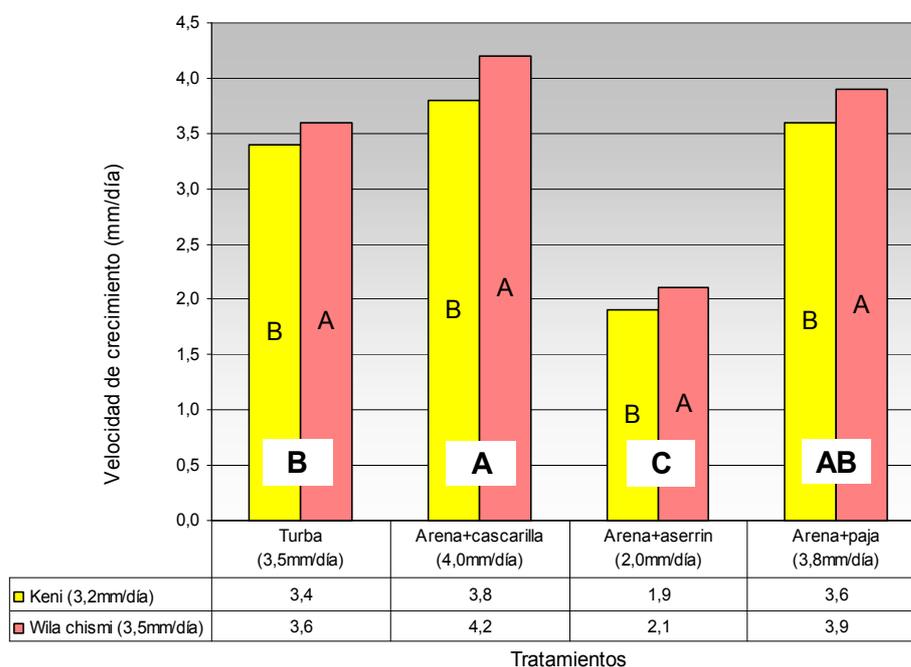
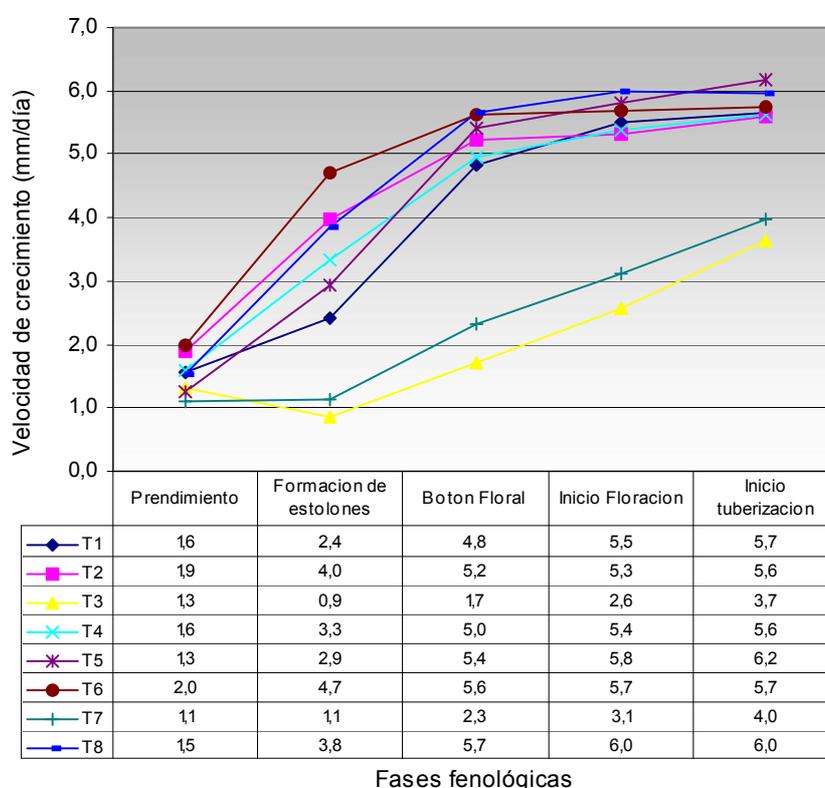


Figura 27. Efecto de los sustratos en la velocidad de crecimiento por día de los ecotipos de oca durante el ciclo vegetativo. Comparación de medias Duncan (5%)

En la figura 27 se observa que existen diferencias significativas en la velocidad de crecimiento de los ecotipos de oca Wila ch'ismi (3,5 mm/día) y Keni (3,2 mm/día). Es decir que el ecotipo Wila ch'ismi tiene mayor velocidad de crecimiento que el ecotipo Keni esto posiblemente debido a la carga genética y la respuesta fisiológica que posee cada uno de ellos. Según Carpio, (2003) el ecotipo Wila ch'ismi tuvo un buen comportamiento en la fase de establecimiento *in vitro*. Lo cual también se observó en invernadero.

En cuanto a los sustratos la prueba de Duncan (5%) se observan cuatro grupos estadísticamente diferentes el tratamiento Arena+cascarilla (4,0mm/día) (A), arena+paja (3,8 mm/día) (AB), turba (3,5 mm/día) (B), arena+aserrín (2,0 mm/día) (C).

Donde el sustrato arena+cascarilla de arroz tuvo una mayor velocidad de crecimiento y contrariamente el sustrato arena + aserrín tuvo menor velocidad de crecimiento. Esto puede ser debido a que el aserrín presenta sustancias toxicas para la planta, lo cual no permitió un buen desarrollo de la planta de oca como indica FAO, (2003). Sin embargo el sustrato arena+cascarilla posiblemente favoreció la velocidad de crecimiento por su mejor textura y porosidad.



T1=Keni + 100% turba (testigo) T5=Wila ch'ismi + 100% turba (testigo)
 T2=Keni + 50%arena y 50%cascarilla T6=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%cascarilla
 T3=Keni + 50%arena y 50%aserrin T7=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%aserrin
 T4=Keni + 50%arena y 50%paja T8=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%paja

Figura 28. Comportamiento de la velocidad de crecimiento durante las fases fenológicas del cultivo de oca

En la figura 28 se observa que durante el ciclo vegetativo del cultivo de oca el tratamiento 6 tuvo una mayor velocidad de crecimiento respecto al tratamiento 3.

Así también se ve que en la fase de tuberización hubo mayor velocidad de crecimiento en comparación a las otras fases, y la menor velocidad de crecimiento se observa en la fase de prendimiento.

En el caso del tratamiento 3 entre la fase de prendimiento y formación de estolones tuvo una reducción brusca de la velocidad de crecimiento (1,3 a 0,9 mm/día) esto posiblemente se deba a que el sustrato de aserrín tenga ciertas sustancias tóxicas (taninos) para las plantas (FAO, 2003).

6.3. Variables agronómicas

A continuación se presenta el análisis de varianza, de los resultados de las variables agronómicas de altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas y número de ramas que se evaluó para la investigación.

Cuadro 6. Análisis de varianza de las variables agronómicas: altura y diámetro de tallo en la fase de inicio de tuberización

Fuentes de Variación	Altura			Diámetro		
	C.M.	Fc	P	C.M.	Fc	P
Bloque	2167,09	10,77	0,0001 *	2,87	0,98	0,3765 *
Ecotipo	1627,60	8,09	0,0049 *	14,50	4,96	0,0268 *
Sustrato	14627,96	72,67	0,0001 *	175,92	60,21	0,0001 *
E * S	83,47	0,41	0,7426 NS	1,33	0,45	0,7148 NS
Error	201,28			2,92		
TOTAL		CV = 17,06%			CV = 25,45%	
Curtosis		0,16			-0,41	
Sesgo		- 0,57			-0,40	

C.M. = Cuadrado medio; Fc = F calculado; P = probabilidad (Ft 5%); * = significativo; NS = no significativo.

Cuadro 7. Análisis de varianza de las variables agronómicas: número de hojas y número de tallos en la fase de inicio de tuberización

Fuentes de Variación	Número de hojas			Número de ramas		
	C.M.	Fc	P	C.M.	Fc	P
Bloque	13,85	2,16	0,1174 *	0,30	2,25	0,1082 *
Ecotipo	5,40	0,84	0,3596 *	0,10	0,77	0,3815 *
Sustrato	258,30	40,31	0,0001 *	2,84	20,86	0,0001 *
E * S	1,68	0,26	0,8529 NS	0,32	2,33	0,0754 *
Error	6,41			0,14		
TOTAL		CV =25,62%			CV =20,67%	
Curtosis		5,89			-0,57	
Sesgo		1,68			0,59	

C.M. = Cuadrado medio; Fc = F calculado; P = probabilidad (Ft 5%); * = significativo; NS = no significativo.

En los cuadros 6 y 7 se observa, que existen diferencias significativas entre bloques, en las variables agronómicas, esto posiblemente influenciado por la luz ya que la misma no fue uniforme en el invernadero ya que el techo del invernadero es del tipo “doble agua”. En la altura de planta, diámetro del tallo, número de hojas, número de ramas existen diferencias significativas entre los ecotipos de oca al igual que en los sustratos, por lo que se realizó una comparación de medias para ver la significancia entre ellos.

En cuanto a la interacción ecotipo x sustrato no fue significativo lo cual indica que cada factor tuvo un efecto independiente en los resultados obtenidos en la altura de planta, diámetro del tallo, número de hojas. Sin embargo en el número de ramas, la interacción ecotipo x sustrato presenta significancia lo que indica que estos dos factores de estudio son dependientes, por lo que se realizó una comparación de medias para cada factor de estudio.

6.3.1. Altura de la planta

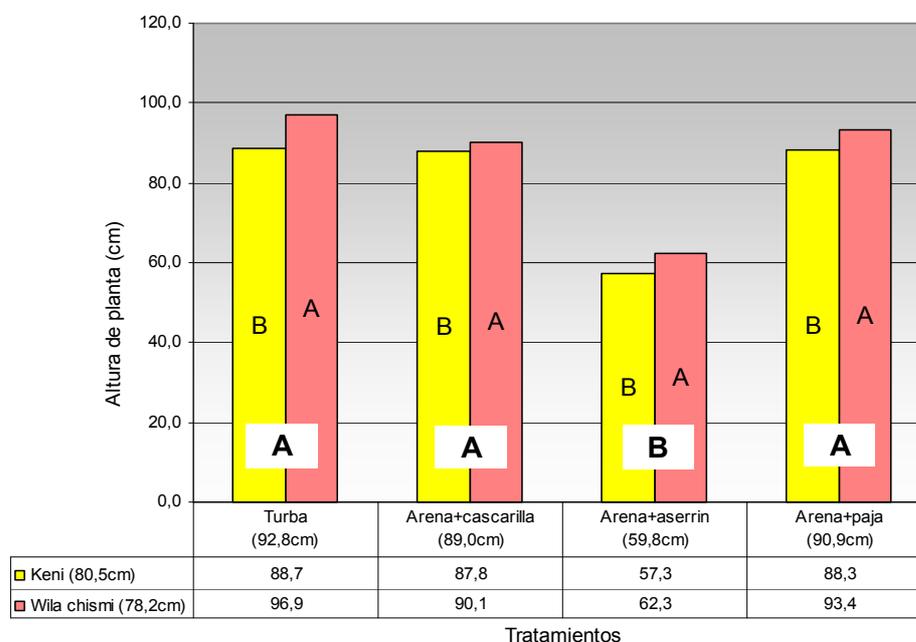


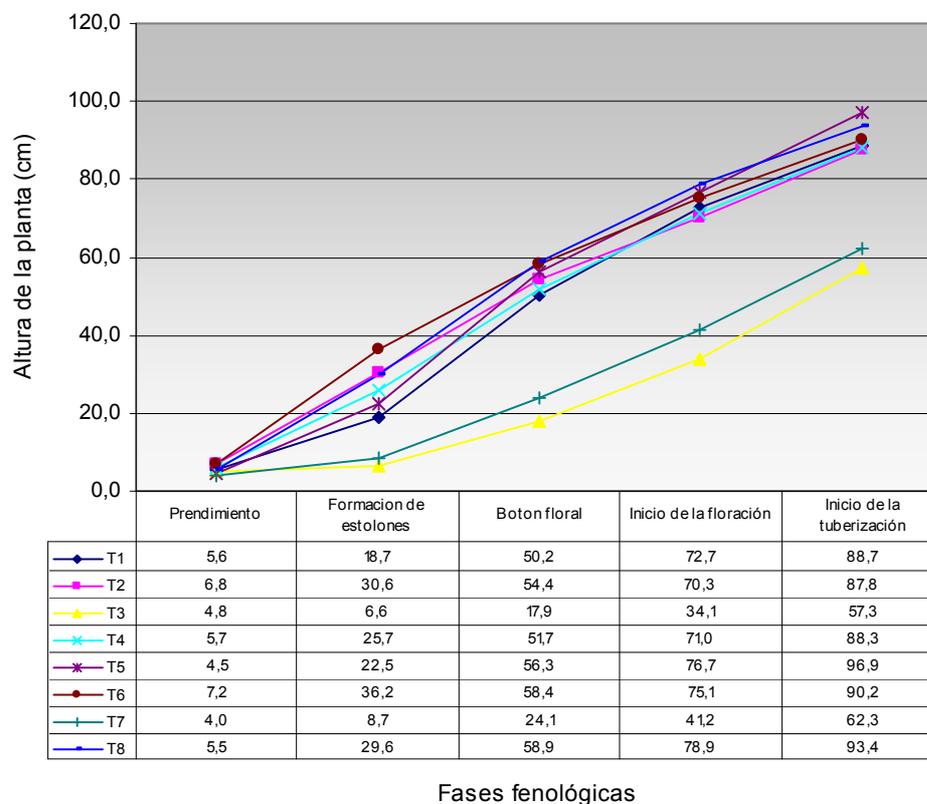
Figura 29. Efecto de los sustratos en la altura de planta de los ecotipos de oca. Comparación de medias Duncan (5%)

En la figura 29 se observa que existen diferencias significativas en la altura de planta de los ecotipos de oca Wila ch'ismi (85,7 cm) y Keni (80,5 cm), esto bajo una prueba de comparación de medias Duncan (5%). Es decir que el ecotipo Wila ch'ismi tiene mayor altura a comparación del ecotipo Keni, posiblemente esto se deba al genotipo de cada ecotipo y la respuesta fisiológica en invernadero.

De la misma manera que Carpio (2003), el ecotipo Wila ch'ismi tuvo un mejor desarrollo en la altura en la micro propagación *in vitro* a comparación del ecotipo Keni.

En cuanto a los sustratos la prueba de Duncan (5%) se observan dos grupos estadísticamente diferentes en la altura de planta: un grupo compuesto por los sustratos como la turba (92,8 cm), arena + paja (90,9 cm), Arena + cascarilla (89,0 cm), y el segundo grupo compuesto por el sustrato arena + aserrín (59,8 cm). Donde el sustrato turba tuvo una mayor altura y contrariamente el sustrato arena + aserrín tuvo menor altura de planta.

Esto puede ser debido a que algunas maderas presentan sustancias tóxicas para la planta, principalmente taninos, como indica FAO (2003), lo cual no permitió un buen crecimiento de la planta de oca



T1=Keni + 100% turba (testigo) T5=Wila ch'ismi + 100% turba (testigo)
 T2=Keni + 50%arena y 50%cascarilla T6=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%cascarilla
 T3=Keni + 50%arena y 50%aserrín T7=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%aserrín
 T4=Keni + 50%arena y 50%paja T8=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%paja

Figura 30. Altura de planta durante las fases fenológicas del cultivo de oca

En la figura 30 se observa que el tratamiento 6 (T6) tuvo un mejor desarrollo en la altura de planta en todo el ciclo del cultivo, llegando a una altura promedio de 90,2 cm, contrariamente con el tratamiento 3 (T3), que llegó a una altura promedio de 57,3 cm.

En cuanto a las fases fenológicas se observa que la planta va ganando altura en forma lineal a medida que pasa cada fase, llegando casi a mantenerse en la fase de inicio de tuberización (180 días) hasta la madurez fisiológica (210 días). Al igual que en la variable velocidad de crecimiento aparentemente el aserrín tiene un efecto negativo en la planta como se manifiesta en este caso en la variable altura.

6.3.2. Diámetro del tallo

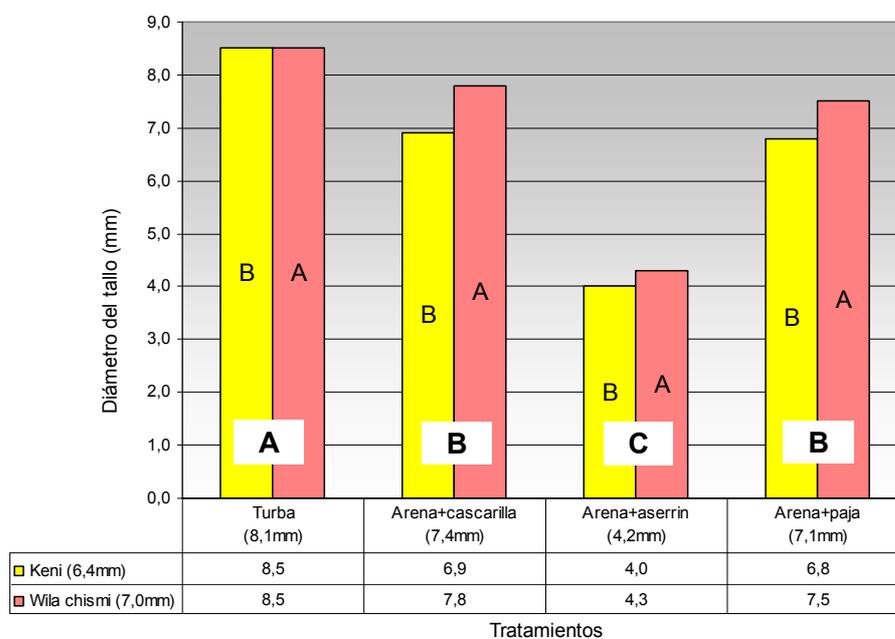


Figura 31. Efecto de los sustratos en el diámetro del tallo de los ecotipos de oca. Comparación de medias Duncan (5%)

En la figura 31 se observa que en el diámetro del tallo según la prueba de Duncan al 5% el ecotipo Wila ch'ismi presenta significancia respecto al ecotipo Keni, con un diámetro de 7,0 mm y 6,4 mm respectivamente. Esto debido posiblemente a la carga genética y la fisiología propia de cada ecotipo.

Respecto a los sustratos la prueba de Duncan (5%) diferencia en cuanto al diámetro del tallo tres grupos las cuales son diferentes estadísticamente. En el primer grupo el sustrato turba (8,1 mm) (A), el segundo a los sustratos arena + cascarilla de arroz (7,4 mm) (B) y arena + paja (7,1 mm)(B) y finalmente el tercer grupo a la arena + aserrín (4,2 mm) (C).

Al igual que la anterior variable en este último sustrato el cultivo de oca tuvo un menor desarrollo en el diámetro de la planta. Esto puede ser debido a la presencia de sustancias tóxicas en el aserrín (FAO, 2003) y a la poca porosidad del sustrato y a la retención excesiva de agua del sustrato.

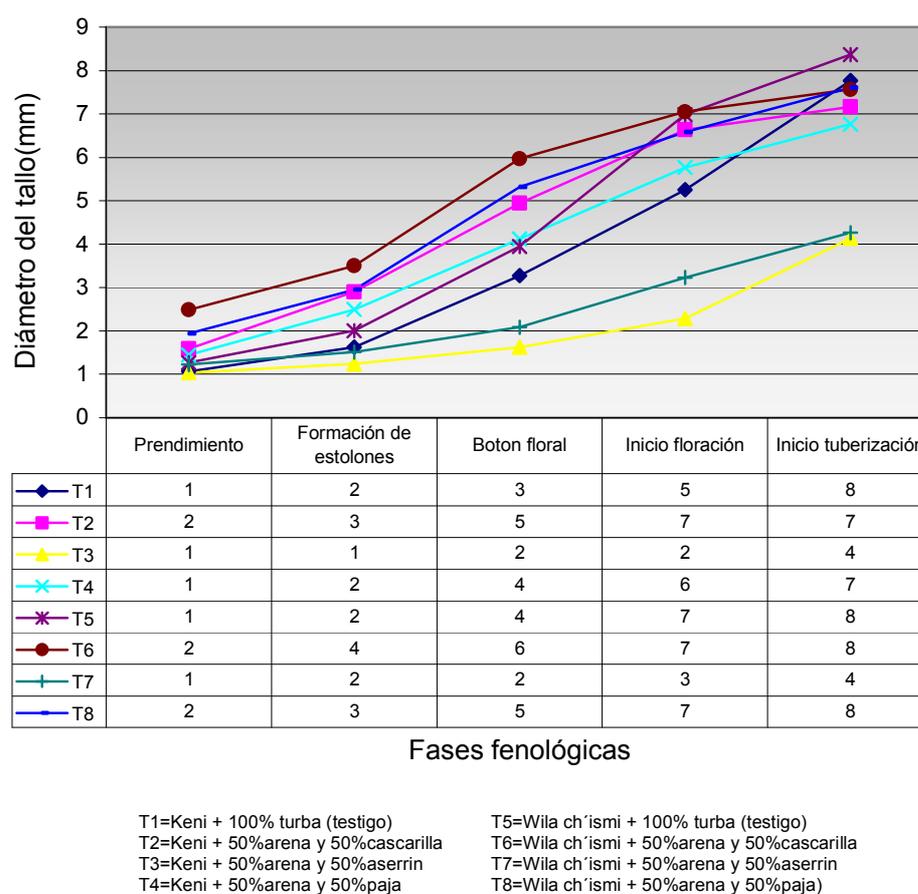


Figura 32. Diámetro del tallo durante las fases fenológicas de la oca

En la figura 32 se observa que el tratamiento 6 (T6) tuvo un crecimiento mayor en el diámetro durante todo el ciclo del cultivo, llegando a 8 mm de diámetro del tallo, contrariamente el tratamiento 3 (T3), que llegó a 4 mm de diámetro. Como en las anteriores variables este mínimo desarrollo del tratamiento 3, puede ser debido a algunos taninos presentes en el aserrín. (Calderón, 2001).

6.3.3. Número de hojas

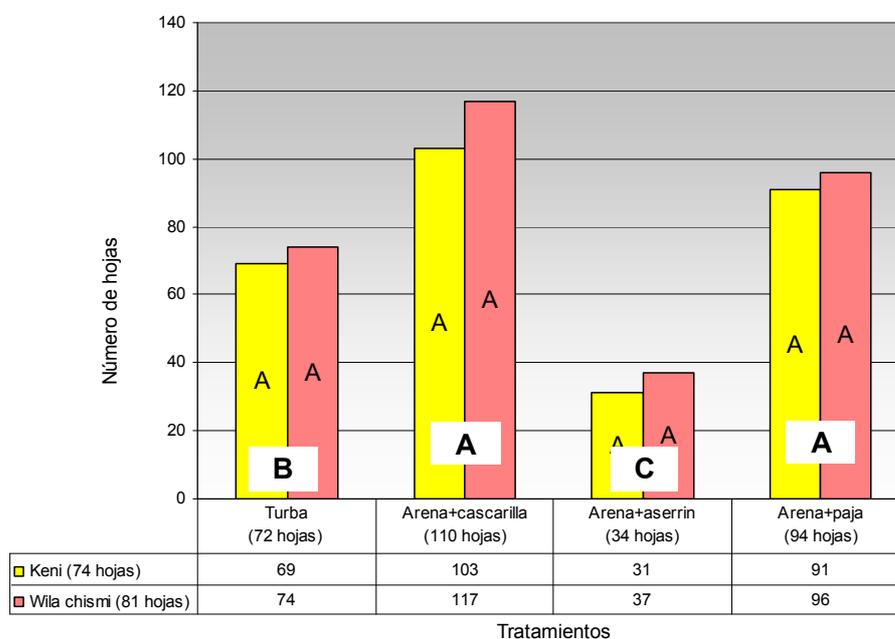


Figura 33. Efecto del sustrato en el número de hojas en los ecotipos de oca evaluados en el inicio de la tuberización. Duncan (5%).

En la figura 33 se observa que no existen diferencias significativas en el número de hojas de los ecotipos de oca Wila ch'ismi con un número de hojas de 81 y Keni con 74. A pesar de que numéricamente existen diferencias entre los ecotipos en el número de hojas estadísticamente no difieren según la prueba de Duncan (5%). Por lo tanto esta variable no es relevante en cuanto a los ecotipos de oca lo cual puede estar por la carga genética (PROINPA, 2003b).

Respecto al efecto del sustrato, Duncan al 5% agrupa los resultados en tres grupos: El sustrato arena+cascarilla (110 hojas) y arena+paja (94 hojas) en el primer grupo, los cuales estadísticamente no son diferentes, otro grupo esta compuesto por el sustrato turba (72 hojas) y finalmente el tercer grupo lo conforma el sustrato arena+aserrín con 34 hojas.

En este caso los sustratos arena+cascarilla y arena+paja ayudaron a la formación de hojas posiblemente debido a una mejor estructura que le da al sustrato la adición de cascarilla y paja. (Calderón, 2001). En cambio en el sustrato arena+aserrín hubo una compactación del sustrato debido a la baja porosidad que da la combinación, ello afecto la formación de hojas (FAO, 2003).

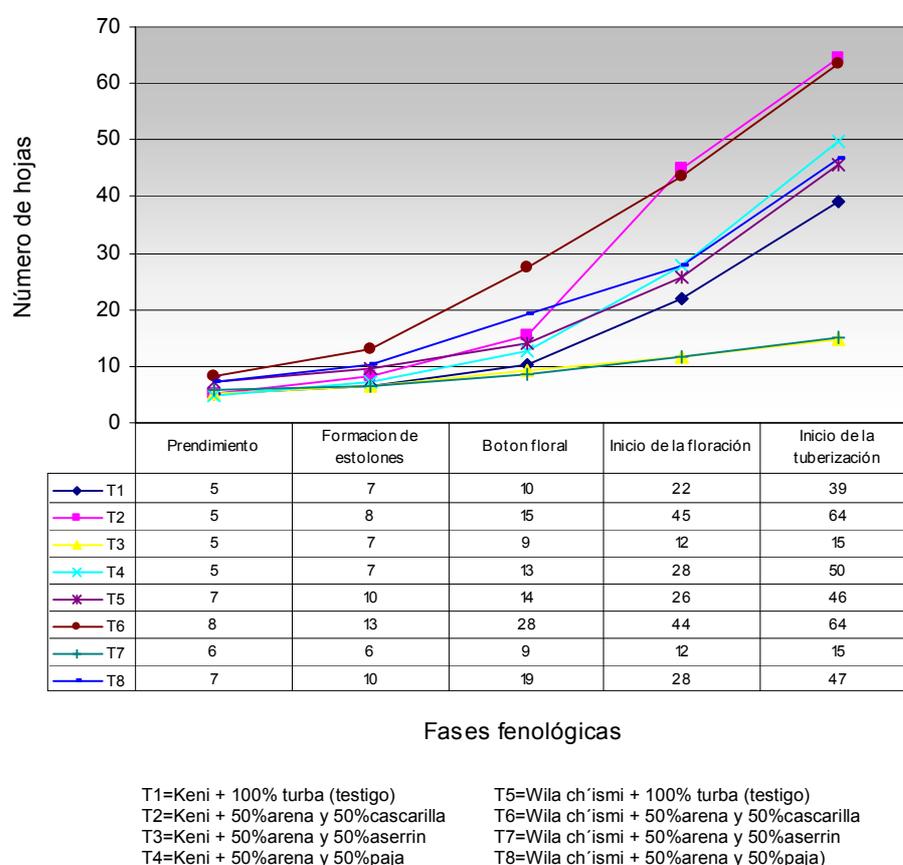


Figura 34. Número de hojas durante las fases fenológicas de oca

En la figura 34 se observa que el tratamiento 6 tuvo un mayor desarrollo del número de hojas en todo el ciclo del cultivo, llegando a 64 hojas en promedio, contrariamente el tratamiento 3 llegó a 15 hojas en promedio.

En cuanto a las fases fenológicas el desarrollo de hojas a partir de la fase de formación de estolones tuvo un comportamiento lineal a excepción del tratamiento 3 que formó pocas hojas durante todo el ciclo del cultivo, al igual que en variable altura de plantas este tratamiento presentó menor desarrollo vegetativo. Según Calderón, (2001) esto puede deberse a que el sustrato con aserrín influye bastante en la estructura del suelo el cual además de los factores citados anteriormente proviene de una mezcla de maderas que posiblemente poseían diferentes concentraciones de taninos las cuales afectan el desarrollo de las plantas.

6.3.4. Número de ramas

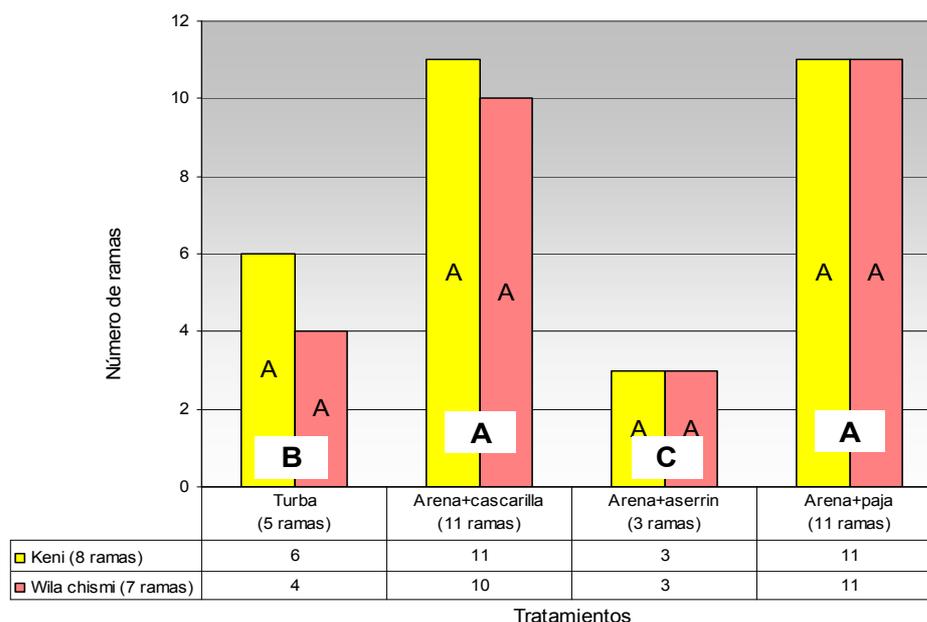
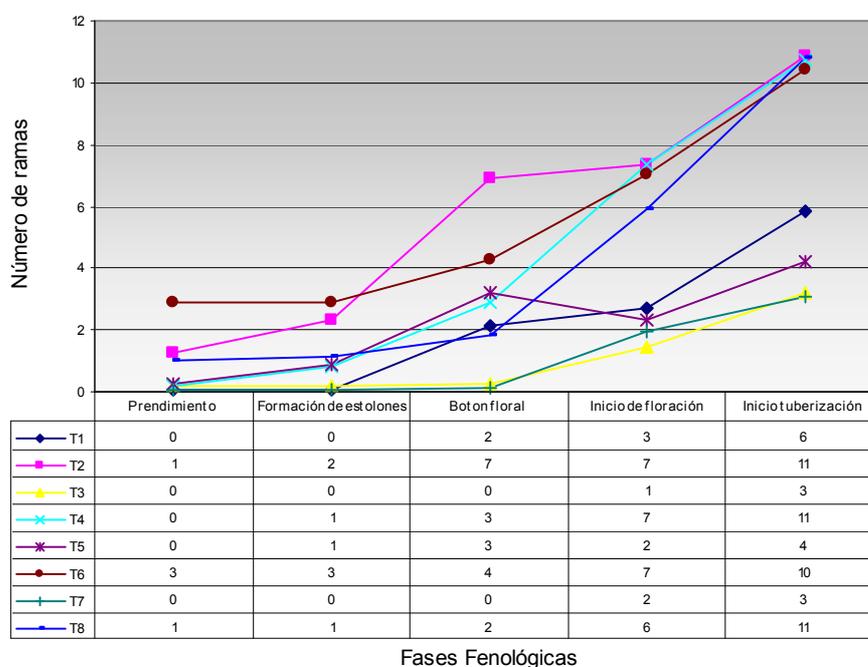


Figura 35. Número de ramas en función a los sustratos

En la figura 35 se observa que no existen diferencias significativas en el número de ramas de los ecotipos de oca Wila ch'ismi (7 ramas) y Keni (8 ramas).

En cuanto al efecto de los sustratos existen diferencias estadísticamente diferentes según la prueba de Duncan (5%).

Al igual que en el anterior caso se forman tres grupos donde el primero esta compuesto por arena+cascarilla (11 ramas) y arena+paja (11 ramas). El segundo grupo compuesto por el sustrato turba (5 ramas) y el tercer grupo con arena+aserrín (3 ramas). Las razones de estos resultados son parecidos a los obtenidos para la variable número de hojas (Figura 33).



- T1=Keni + 100% turba (testigo)
- T2=Keni + 50%arena y 50%cascarilla
- T3=Keni + 50%arena y 50%aserrin
- T4=Keni + 50%arena y 50%paja
- T5=Wila ch'ismi + 100% turba (testigo)
- T6=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%cascarilla
- T7=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%aserrin
- T8=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%paja

Figura 36. Número de ramas durante las fases fenológicas del cultivo

En la figura 36 se observa que desde la fase de botón floral el cultivo de oca tuvo un mayor desarrollo de las ramas. A partir de esta fase también se observa que en tratamientos como el 3 y 7 (arena+aserrín) empezaron la formación de ramas.

Así también en la figura 36 se observa que al inicio de la tuberización en los sustratos arena+cascarilla y arena+paja llegaron a un número mayor de ramas (11 ramas) contrariamente al sustrato arena+aserrín (3 ramas). En este último sustrato el efecto para el bajo desarrollo de ramas pudo deberse al igual que en los anteriores casos a la estructura y porosidad del sustrato (Sánchez, 2004).

6.4. Variables fisiológicas

A continuación se presenta el análisis de varianza de las variables fisiológicas que se evaluaron en la investigación como ser: área foliar, días a la floración, masa radicular, masa foliar, porcentaje de humedad de la raíz, tubérculo y planta.

Cuadro 8. Análisis de varianza para la variable fisiológica: área foliar

Fuentes de Variación	Área foliar (60 días)			Área foliar (120 días)			
	C.M.	Fc	P	C.M.	Fc	P	
Bloque	234,85	4,79	0,0101 *	174,75	3,03	0,0522 *	
Ecotipo	14,70	0,30	0,5849 NS	0,07	0,00	0,9713 NS	
Sustrato	4096,10	83,62	0,0001 *	1488,74	25,84	0,0001 *	
E * S	4,98	0,10	0,9588 NS	2,54	0,04	0,9876 NS	
Error	48,99			57,61			
TOTAL		CV =27,09%				CV =26,41%	
Curtosis		3,17			2,57		
Sesgo		1,19			1,21		

C.M. = Cuadrado medio; Fc = F calculado; P = probabilidad (Ft 5%); * = significativo; NS = no significativo.

Cuadro 9. Análisis de varianza para las variables fisiológicas: peso de la planta, raíz y tubérculo

Fuentes de variación	Peso de la planta			Peso de la raíz por planta			Peso del tubérculo por planta		
	C.M.	Fc	C.M.	Fc	Fc	P	C.M.	Fc	P
Bloque	2,77	7,91	0,0006 *	2,77	7,91	0,0006 *	0,80	0,45	0,6372 NS
Ecotipo	0,13	0,38	0,5388 NS	0,13	0,38	0,5388 NS	0,07	0,04	0,8380 NS
Sustrato	0,69	1,96	0,1236 *	0,69	1,96	0,1236 *	3,69	2,07	0,1084 *
E * S	0,16	0,44	0,7224 NS	0,16	0,44	0,7224 NS	1,43	0,80	0,4960 *
Error	0,35			0,35			1,78		
TOTAL		CV =22,78%			CV =22,78%			CV =24,05%	
Curtosis		2,06			1,66			0,51	
Sesgo		1,41			1,24			1,16	

C.M. = Cuadrado medio; Fc = F calculado; P = probabilidad (Ft 5%); * = significativo; NS = no significativo.

En los cuadros 8 y 9 se observa que en las variables fisiológicas existen diferencias significativas entre bloques, esto pudo deberse al bloqueo que se realizó por la entrada de luz en el invernadero que por sus características de construcción del techo a doble agua en las partes laterales se observó menor intensidad de luz.

Respecto a los ecotipos no existen diferencias significativas en las variables área foliar (60 días y 120 días), y en el peso de la planta (180 días), esto posiblemente debido a la carga genética de cada ecotipo.

Sin embargo en las variables peso de la raíz por planta, peso de los tubérculos por planta si presentan diferencias estadísticas, por lo que se realizó una comparación de medias.

En cuanto a los sustratos en función a las variables fisiológicas (área foliar, peso de la planta, peso de la raíz por planta, peso de los tubérculos por planta), presentan diferencias significativas por lo que se realizó una comparación de medias.

En el área foliar y el peso de la planta no existen diferencias significativas en la interacción ecotipo x sustrato lo cual indica que cada factor tuvo un efecto independiente en los resultados obtenidos en este caso. Sin embargo la interacción ecotipo x sustrato presenta significancia lo que indica que estos dos factores son dependientes en el peso de la raíz, y peso de los tubérculos.

6.4.1. Área foliar

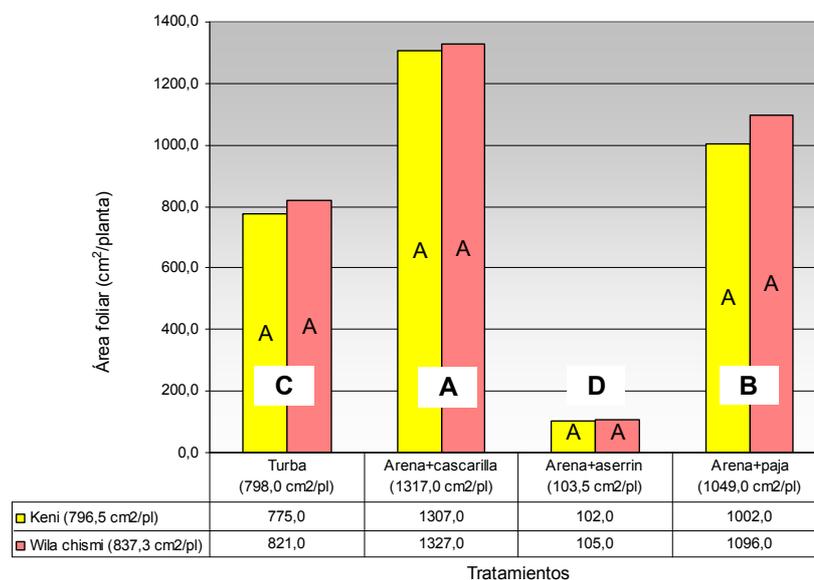


Figura 38. Efecto del sustrato en el área foliar de los ecotipos de oca a los 60 días. Comparación de medias Duncan (5%)

En la figura 38 se observa el efecto del sustrato sobre los ecotipos de oca respecto al área foliar. En cuanto a las medias obtenidas de los ecotipos Wila chismi (837,3 cm²/planta) y Keni (796,5 cm²/planta).

Existen diferencias significativas marcadas en el área foliar en los cuatro sustratos, arena + cascarilla con 1317,0 (cm²/planta) (A), arena + paja con 1049,0 (cm²/planta) (B), turba con 798,0 (cm²/planta) (C), y finalmente con menor área foliar el sustrato arena + aserrín con 103,5 (cm²/planta) (D).

Con el sistema hidropónico se tuvo un mayor desarrollo del área foliar a excepción de la arena + aserrín, a los 60 días esto podría deberse al crecimiento lento de la planta en ese sustrato por el contenido de algunas sustancias tóxicas para la planta como los taninos (Calderón, 2001).

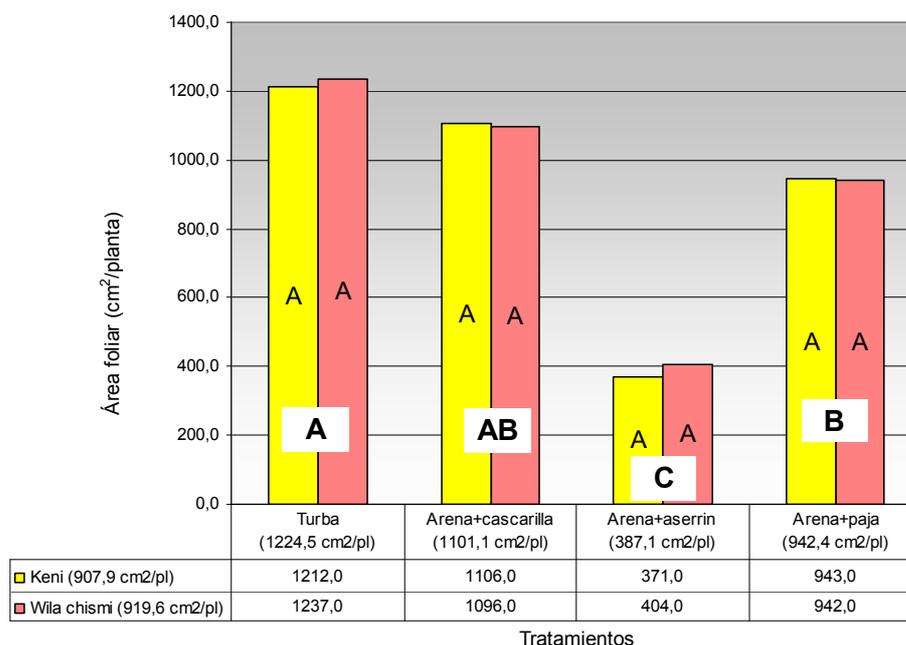


Figura 39. Efecto del sustrato en el área foliar de los ecotipos de oca a los 120 días. Comparación de medias Duncan (5%)

En la figura 39 se observa que a los 120 días de cultivo no existen diferencias significativas en el área foliar de los ecotipos Wila ch'ismi (919,6 (cm²/planta)) y Keni (907,9 (cm²/planta)) a igual que a los 60 días.

Respecto al efecto de los sustratos a los 120 días la prueba de Duncan (5%) separa los tratamientos en cuatro grupos: El primero compuesto por el sustrato turba con 1224,5 (cm²/planta) (A), el segundo arena + cascarilla con 1101,1 (cm²/planta) (AB), el tercero arena + paja con 942,4 (cm²/planta) (B) y finalmente arena + aserrín con 387,1 (cm²/planta) (C). A los 60 días el sustrato arena + cascarilla y arena + paja presentan una mayor área foliar a los 120 días la turba tuvo un incremento notable del área foliar sobrepasando a los demás sustratos lo cual pudo deberse a la aplicación suplementaria de fosfato diamónico, que en el caso de la turba fue mejor aprovechado mientras que en los otros sustratos por sus características de alta porosidad no hubo una asimilación adecuada por la planta. Además el fosfato diamónico posee en composición nitrógeno lo cual ayudo el desarrollo foliar.

6.4.2. Masa foliar

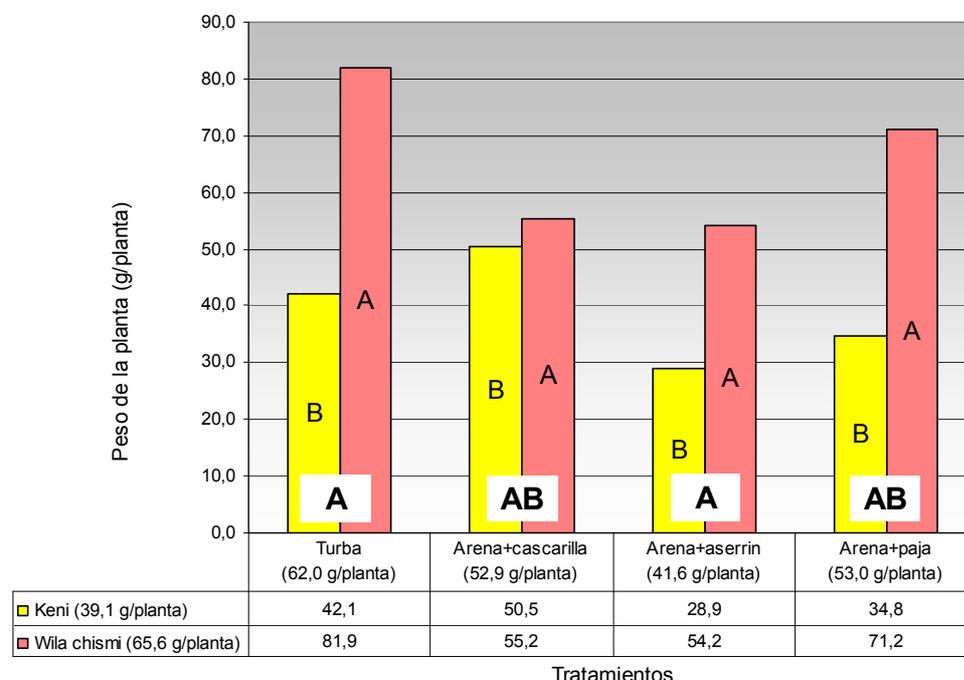


Figura 40. Efecto del peso de la planta en los sustratos de los ecotipos de oca. Duncan (5%)

En la figura 40 se observa una comparación de medias según Duncan (5%), que existen diferencias significativas en el peso de la planta de los ecotipos de oca Wila ch'ismi (65,6 g/planta) y Keni (39,1 g/planta) Esto debido posiblemente a la carga genética y la fisiología propia de cada ecotipo.

En cuanto a los sustratos la prueba de Duncan (5%) diferencia el peso de la planta en la cosecha tres grupos las cuales son diferentes estadísticamente. En el primer grupo el sustrato turba (62,0 g/planta) (A), el segundo a los sustratos arena + paja (53,0 g/planta) (AB) y arena + cascarilla de arroz (52,9 g/planta) (AB) y finalmente el tercer grupo a la arena + aserrín (41,6 g/planta) (B).

Al igual que la anterior variable en este último sustrato el cultivo de oca tuvo un menor desarrollo vegetativo, por lo que la masa de la planta también es menor.

Esto puede ser debido a la presencia de sustancias tóxicas en el aserrín (FAO, 2003) y a la poca porosidad del sustrato y a la retención excesiva de agua del sustrato.

6.4.3. Masa radicular

6.4.3.1. *Peso de la raíz por planta*

En la comparación de medias, Duncan (5%), no existen diferencias significativas en el peso de la raíz de los ecotipos de oca Wila ch'ismi con 6,4 g/planta y Keni con 6,0 g/planta.

Respecto a los sustratos según la comparación de medias de Duncan (5%) no existen diferencias significativas en el peso de la raíz de los sustratos turba con 6,8 g/planta, arena + aserrín con 6,5 g/planta, arena + paja con 5,8 g/planta y arena + cascarilla de arroz con 5,6 g/planta, a pesar que en el sustrato aserrín se observó mayor desarrollo de estolones.

Esto pudo ser debido a la aplicación suplementaria de fosfato diamónico, y fosfato monoamónico, los cuales ayudaron al desarrollo de la parte radicular de la planta.

6.4.3.2. *Peso de los tubérculos por planta*

En la comparación de medias, no existen diferencias significativas en el peso de los tubérculos por planta de los ecotipos de oca Wila ch'ismi con un peso de 34,9 g/planta y Keni con un peso de 34,4 g/planta.

Según la prueba de comparación de medias Duncan (5%) no existen diferencias estadísticamente significativas en el peso de los tubérculos por planta de los sustratos arena + cascarilla de arroz (35,4 g/planta), arena + aserrín (33,1 g/planta), arena + paja (29,9 g/planta) y turba (28,3 g/planta).

Esto puede ser debido a la aplicación suplementaria de fosfato diamónico, y fosfato monoamónico a todos los tratamientos (sustratos) en la misma cantidad, los cuales ayudaron al desarrollo de los tubérculos, por la presencia de fósforo en su composición (Cortés, 1981).

6.4.4. Porcentaje de humedad de la planta

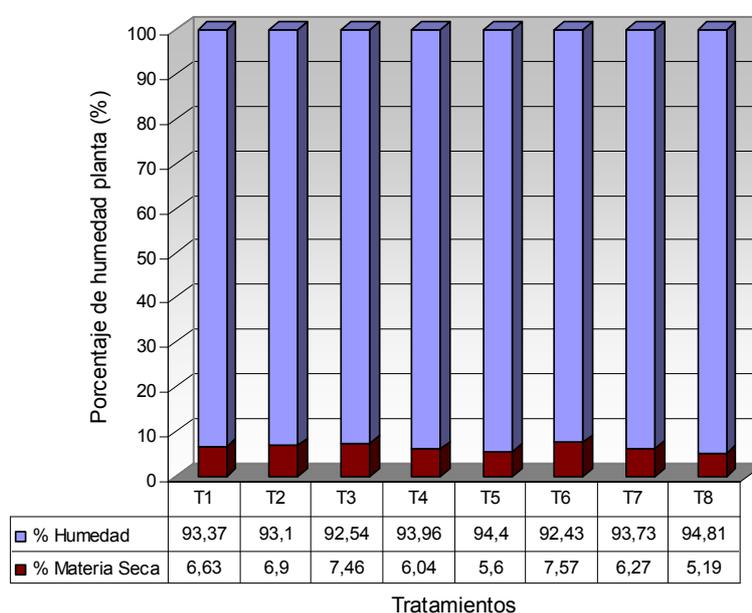
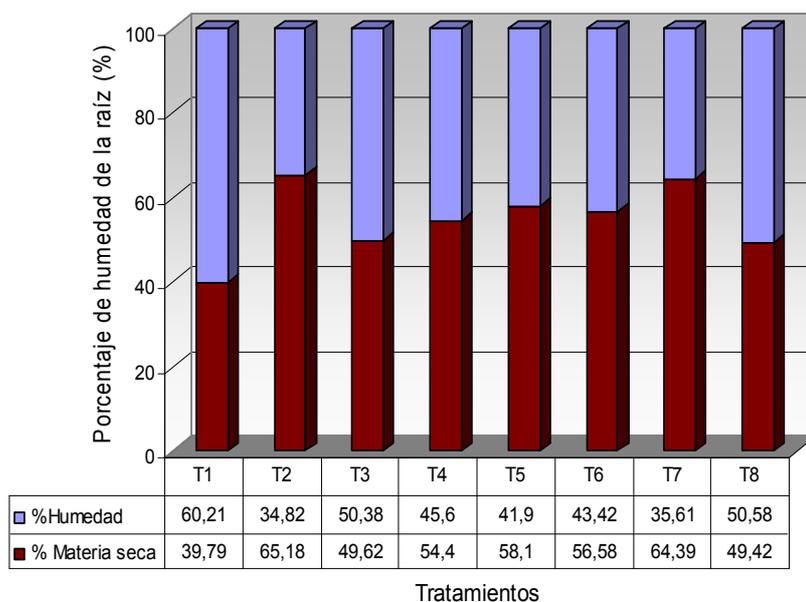


Figura 41. Porcentaje de humedad de la planta al inicio de la tuberización del cultivo evaluado a 120 días después del transplante

En la figura 41 se observa que no existen diferencias significativas entre los tratamientos. Sin embargo el T6 tiene mayor porcentaje de materia seca (7,57%), y el T5 menor porcentaje (6,04%). Y en cuanto al contenido de humedad en todos los tratamientos se observó porcentajes de humedad mayores al 90%. Se tenía la hipótesis de que en cultivos hidropónicos el contenido de agua podría ser mayor. Sin embargo este fue similar al testigo (turba).

6.4.5. Porcentaje de humedad en la raíz

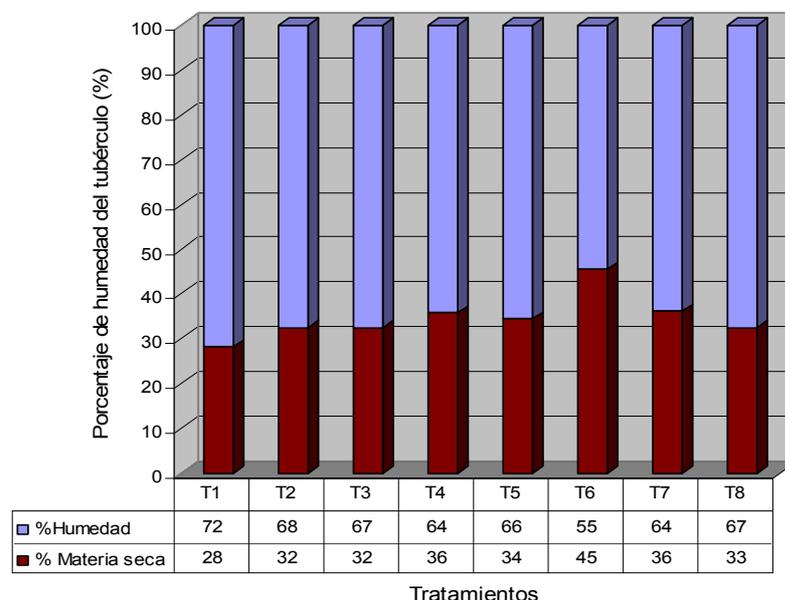


T1=Keni + 100% turba (testigo) T5=Wila ch'ismi + 100% turba (testigo)
 T2=Keni + 50%arena y 50%cascarilla T6=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%cascarilla
 T3=Keni + 50%arena y 50%aserrin T7=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%aserrin
 T4=Keni + 50%arena y 50%paja T8=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%paja

Figura 42. Porcentaje de humedad de la raíz en la cosecha 210 días después del transplante

En la figura 42 se observa que el T2 tiene mayor porcentaje de materia seca (65,2%) mientras el menor porcentaje de materia seca registro el T1 (39,8%). Contrariamente el contenido de humedad del tratamiento 1 fue el mayor que posiblemente influyo en el desarrollo del área foliar.

6.4.6. Porcentaje de humedad del tubérculo



T1=Keni + 100% turba (testigo) T5=Wila ch'ismi + 100% turba (testigo)
 T2=Keni + 50%arena y 50%cascarilla T6=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%cascarilla
 T3=Keni + 50%arena y 50%aserrin T7=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%aserrin
 T4=Keni + 50%arena y 50%paja T8=Wila ch'ismi + 50%arena y 50%paja

Figura 43. Porcentaje de humedad del tubérculo en la cosecha a los 210 días después del transplante

En la figura 43 se observa que el T6 tiene mayor porcentaje de materia seca (45,47%), y el T1 menor porcentaje (28,24%).

En este caso el sustrato con cascarilla tuvo un mayor porcentaje de materia seca a comparación del sustrato turba esto pudo deberse a la estructura del sustrato con turba la cual tenía mayor retención de agua (Calderón, 2001).

Giannoni (2007) y Cortés (1977), mencionan que el porcentaje de materia seca del tubérculo de oca oscila de 9 a 32%. Sin embargo en la investigación se obtuvo de 28 a 45% de materia seca lo cual es favorable en la producción de semilla ya que esto influye en la conservación del tubérculo en el almacenamiento.

6.5. Variables de rendimiento

A continuación se presenta el análisis de varianza de las variables de rendimiento: rendimiento (kg/m^2), número de tubérculos por planta, diámetro de los tubérculos.

Cuadro 10. Análisis de varianza de las variables de rendimiento: número de tubérculos por planta y rendimiento (Kg/m^2)

Fuentes de Variación	Rendimiento (kg/m^2)			Número de tubérculos por planta			
	C.M.	Fc	P	C.M.	Fc	P	
Bloque	0,000125	1,00	0,3927 *	0,63	1,63	0,2009 *	
Ecotipo	0,000301	2,41	0,1431 *	0,41	1,06	0,3046 *	
Sustrato	0,248142	1984,48	0,0001 *	3,54	1,23	0,0001 *	
E * S	0,347865	2782,00	0,0001 *	0,81	2,11	0,1036 *	
Error	0,000125			0,38			
TOTAL		CV =1,74%			CV =20,87%		
Curtosis		-0,63			4,02		
Sesgo		0,68			1,61		

C.M. = Cuadrado medio; Fc = F calculado; P = probabilidad (Ft 5%); * = significativo; NS = no significativo.

Cuadro 11. Análisis de varianza de las variables de rendimiento: diámetro del tubérculo, longitud del tubérculo, número de yemas por tubérculo

Fuentes de variación	Diámetro del tubérculo		Longitud del tubérculo				Número de yemas por tubérculo		
	C.M.	Fc	C.M.	Fc	Fc	P	C.M.	Fc	P
Bloque	0,547	3,22	0,0416 *	0,25	2,79	0,0635 *	0,76	2,09	0,1255 *
Ecotipo	0,004	0,02	0,8745 NS	0,02	0,18	0,6693 NS	1,35	3,71	0,0554 *
Sustrato	0,193	1,16	0,3267 *	0,38	4,15	0,0069 *	0,34	0,93	0,4266 *
E * S	0,049	0,29	0,8315 NS	0,11	1,16	0,3264 *	0,07	0,20	0,8974 NS
Error	0,167			0,09			0,36		
TOTAL		CV =22,85%		CV =22,78%			CV =15,61%		
Curtosis		5,90		0,51			-0,01		
Sesgo		1,50		0,91			0,68		

C.M. = Cuadrado medio; Fc = F calculado; P = probabilidad (Ft 5%); * = significativo; NS = no significativo.

En los cuadros 10 y 11 se observan que existen diferencias significativas entre bloques, para las variables de rendimiento, esto podría ser debido al bloqueo que se realizó por la entrada de luz en el invernadero debido a las características de construcción (techo doble agua) del mismo. En cuanto a los ecotipos existen diferencias estadísticamente significativas en las variables rendimiento, número de tubérculos por planta, número de yemas por tubérculo.

Contrariamente en las variables longitud y diámetro del tubérculo, los ecotipos no presentan diferencias significativas en el diámetro del tubérculo, en cambio entre los sustratos existen diferencias significativas en todas las variables de rendimiento, por lo que se realizó una comparación de medias.

La interacción ecotipo x sustrato presenta significancia lo que indica que estos dos factores son dependientes en las variables de rendimiento: número de tubérculos por planta, rendimiento, longitud del tubérculo. Pero no presenta significancia la interacción ecotipo x sustrato en las variables de diámetro de tubérculo y número de yemas por tubérculo, lo que indica que los factores son independientes.

6.5.1. Rendimiento

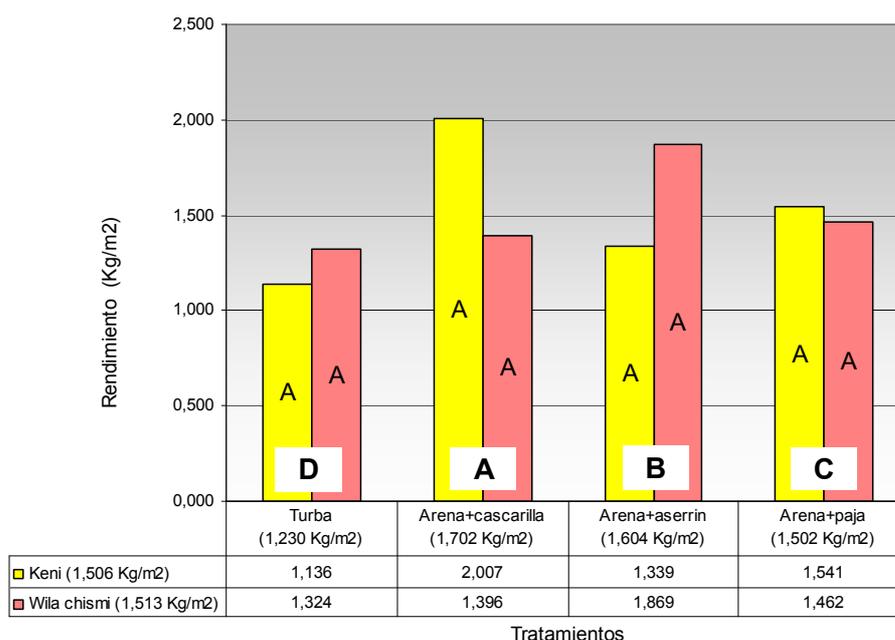


Figura 44. Efecto de los sustratos en el peso de los tubérculos por planta de los ecotipos de oca. Comparación de medias Duncan (5%)

En la figura 44 no se observa diferencias significativas en el rendimiento de los ecotipos de oca Wila ch'ismi (1,513 kg/m²) y Keni (1,506 kg/m²), esto podría deberse a la carga genética de cada ecotipo.

Según la prueba de comparación de medias Duncan (5%) agrupa las medias en 4 grupos bien marcados: arena + cascarilla de arroz (1,702 kg/m²) (A), arena + aserrín (1,604 kg/m²) (B), arena + paja (1,502 kg/m²) (C) y finalmente turba (1,230 kg/m²) (D).

Esto puede ser debido muchos factores, pero según Calderón, (2001); FAO, (2003); Sánchez, (2004) los recomiendan el uso de cascarilla de arroz en sistemas hidropónicos por presentar buenas características como buena porosidad, buena retención de agua, fácil manejo, y lo mas importante para un sustrato hidropónico que facilite la salida de los excesos de agua.

Contrariamente la turba tuvo menor rendimiento, esto podría deberse a que no cubrió con los requerimientos nutricionales para el cultivo de oca a comparación de la nutrición que recibieron los sustratos hidropónicos (Sánchez, 2004).

6.5.2. Número de tubérculos por planta

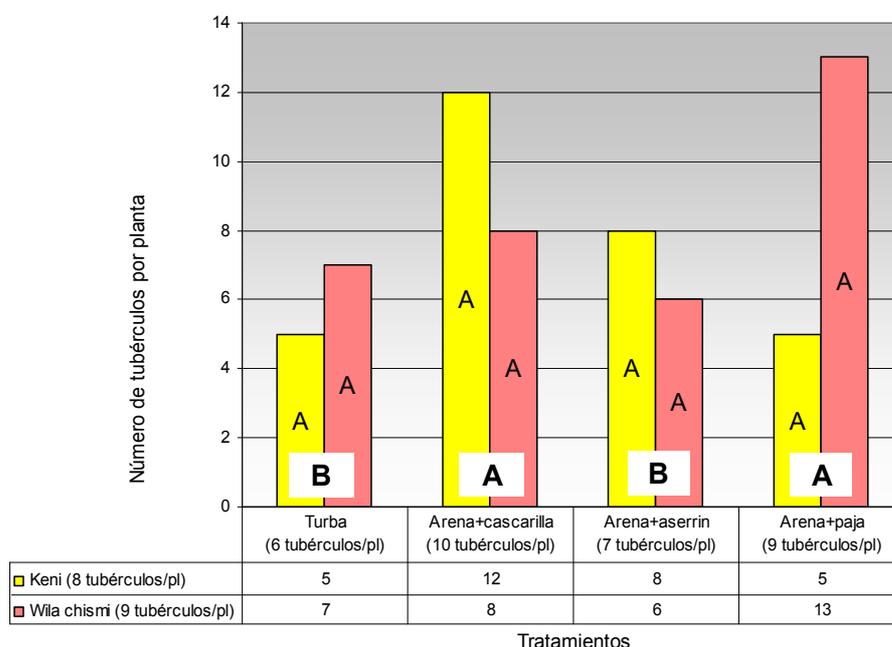


Figura 45. Efecto del tratamiento en el número de tubérculos por planta de los ecotipos de oca a los 210 días después del transplante. Duncan (5%)

En la figura 45 se observa que no existen diferencias significativas en el número de tubérculos por planta de los ecotipos de oca Wila ch'ismi (9 tubérculos/planta) y Keni (8 tubérculos/planta). Esto posiblemente debido a la carga genética y la respuesta fisiológica que posee cada uno de ellos.

En cuanto a los sustratos la prueba de Duncan (5%) agrupa en dos: el primer grupo compuesto por los sustratos arena+cascarilla (10 tubérculos/planta) (A), arena+paja (9 tubérculos/planta) (A), y el segundo grupo compuesto por los sustratos arena+aserrín (7 tubérculos) (B), turba (6 tubérculos) (B). Donde el sustrato arena+cascarilla de arroz tuvo una mayor número de tubérculos y contrariamente el sustrato turba tuvo menor número. Esto puede ser debido a que la turba en la última fase de madurez fisiológica se compacto por la baja porosidad del mismo sustrato. Sin embargo el sustrato arena+cascarilla posiblemente favoreció la formación de tubérculos por su mejor textura y porosidad.

6.5.3. Diámetro del tubérculo

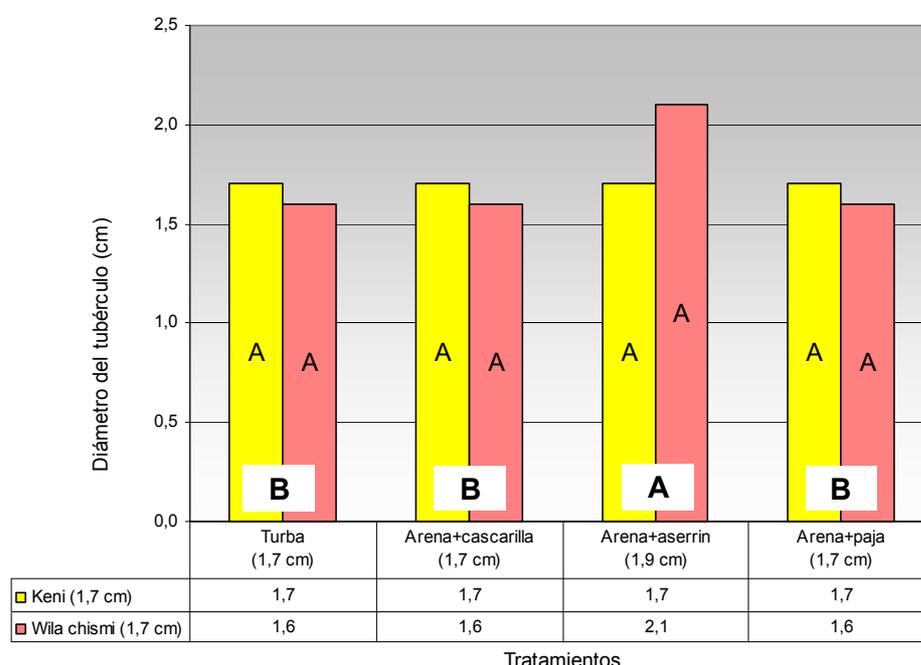


Figura 46. Efecto del tratamiento en el diámetro del tubérculo de los ecotipos de oca a los 210 días después del transplante. Duncan (5%)

En la figura 46 se observa que no existen diferencias significativas en el diámetro del tubérculo de los ecotipos de oca Keni y Wila ch'ismi ambos con 1,7 cm. En cuanto a los sustratos turba (1,7cm), arena + cascarilla de arroz (1,7 cm), arena + paja (1,7 cm) la prueba de Duncan (5%) no encontró diferencias significativas en el diámetro del tubérculo. Esto pudo deberse a que las plantas de oca en estos sustratos tuvieron un buen desarrollo y buenas características fenotípicas (buen enraizamiento, altura, diámetro, desarrollo de yemas).

Sin embargo el sustrato Arena + aserrín se diferencia de los demás sustratos por tener un mayor diámetro de tubérculo (1,9 cm), esto podría ser debido a que en este sustrato la planta de oca no tuvo un buen desarrollo foliar pero sí un buen desarrollo radicular por lo que pudo formar pocos tubérculos pero de mayor diámetro.

6.5.4. Longitud de tubérculo

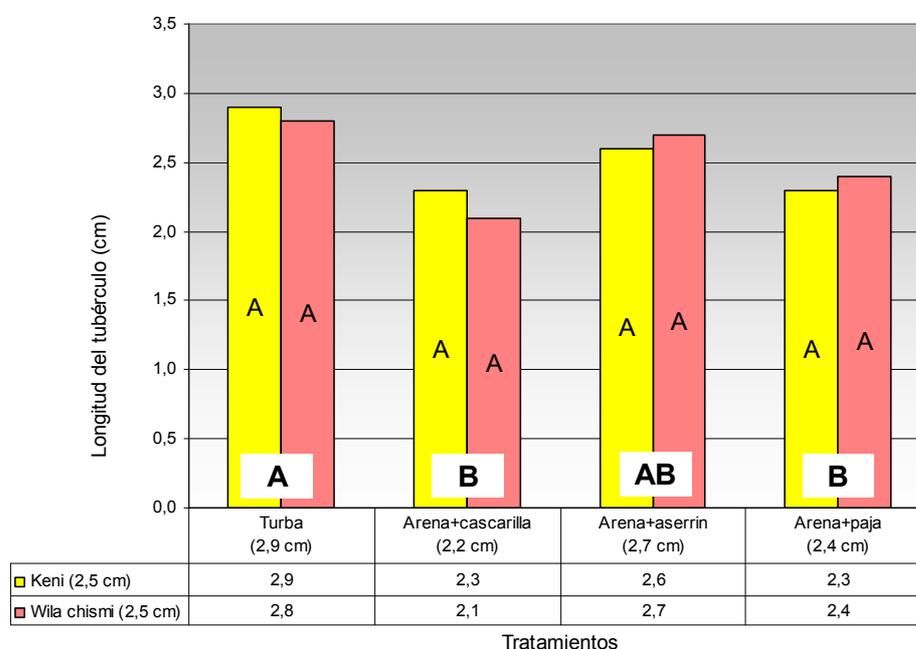


Figura 47. Efecto del tratamiento en la longitud del tubérculo de los ecotipos de oca a los 210 días después del transplante. Duncan (5%)

En la figura 47 se observa que no existen diferencias significativas en la longitud del tubérculo de los ecotipos de oca Wila ch'ismi (2,5 cm) y Keni (2,5 cm). Esto posiblemente debido a la carga genética.

Respecto al efecto del sustrato, Duncan al 5% agrupa los resultados en tres grupos: El sustrato turba (2,9 cm) (A), en el primer grupo, otro grupo compuesto por el sustrato arena + aserrín (2,7 cm) (AB) y finalmente los sustratos arena+paja (2,4 cm) y arena+cascarilla (2,2 cm) los cuales estadísticamente no son diferentes.

En este caso el sustrato turba tuvo una mayor longitud de tubérculo, esto podría deberse a que presentó menor número de tubérculos por planta (figura 49) y el sustrato arena + aserrín de la misma manera. Contrariamente con los arena+cascarilla y arena+paja que presentaron más tubérculos de menor longitud.

La turba tuvo un incremento notable en la longitud del tubérculo sobrepasando a los demás sustratos lo cual pudo deberse a la aplicación suplementaria de fosfato diamónico, que en el caso de la turba fue mejor aprovechado mientras que en los otros sustratos por sus características de alta porosidad no hubo una asimilación adecuada por la planta.

6.5.5. Número de yemas (ojos) por tubérculo

En el cuadro 19 se observa las diferencias de los tratamientos aplicados en el cultivo de oca para la variable número de yemas (ojos) de cada tubérculo.

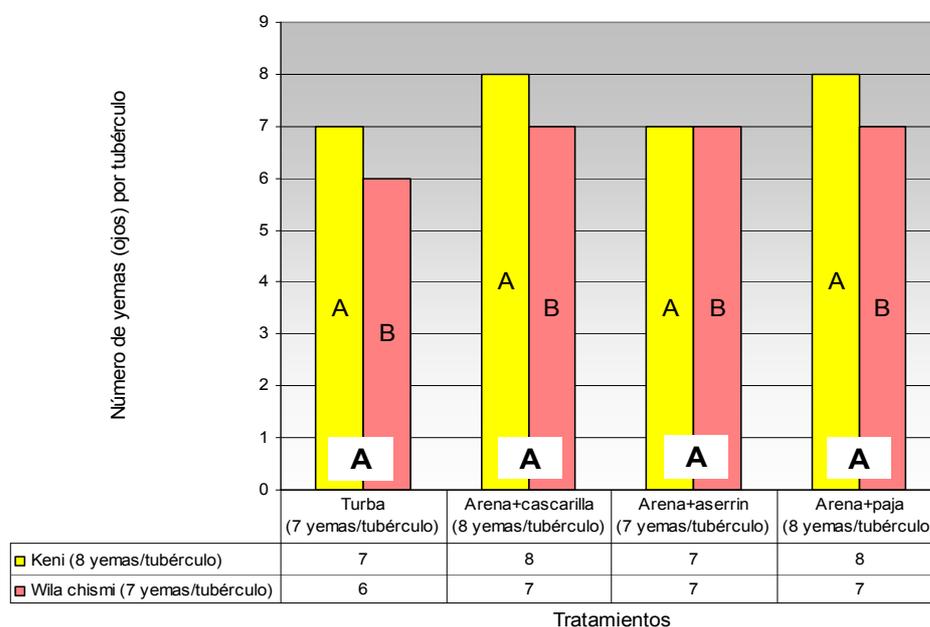


Figura 48. Efecto del tratamiento en el número de yemas (ojos) del tubérculo de los ecotipos de oca a los 210 días después del trasplante. Duncan (5%)

En la figura 48 se observa que existen diferencias significativas en el número de ojos por tubérculos de los ecotipos de oca Keni con 8 yemas (ojos) y Wila ch'ismi con 7 yemas (ojos). Esto debido a las características genotípicas de cada ecotipo y su comportamiento fisiológico en los sustratos estudiados.

Respecto a los sustratos la comparación de medias Duncan (5%) no encontró diferencias significativas en el número de yemas del tubérculo. Los sustratos Arena + cascarilla y arena + paja con 8 yemas/tubérculo y por otro lado los sustratos turba (7 yemas/tubérculo) y arena + aserrín (7 yemas/tubérculo). Esto pudo deberse a que esta variable es independiente de los sustratos estudiados y a que el cultivo de oca completo el ciclo vegetativo de forma uniforme para todos los tratamiento a los 210 días después del trasplante (Maza *et al.*, 2007).

6.6. Análisis económico

Para realizar el análisis de costos que se presenta en el cuadro 20, se realizaron un análisis de costos variables para cada sustrato como se muestra en el [anexo 7](#).

Cuadro 12. Beneficios netos, beneficios brutos y costos variables de los sustratos en estudio.

No	Descripción	Sustratos			
		Turba	Cascarilla	Aserrín	Paja
1	Plántulas <i>in vitro</i>	200,00	200,00	200,00	200,00
2	Plastifilm	8,50	8,50	8,50	8,50
3	Papel Aluminio	10,00	10,00	10,00	10,00
4	Alcohol	14,00	14,00	14,00	14,00
5	Benlate	8,00	8,00	8,00	8,00
6	Basamid	40,00	40,00	40,00	40,00
7	Plástico negro	25,50	25,50	25,50	25,50
8	Sustrato	100,00	88,00	80,00	148,00
9	Fosfato diamonico	4,00	4,00	4,00	4,00
10	Fosfato monoamónico	25,00	25,00	25,00	25,00
11	Riego	600,00	600,00	600,00	600,00
12	Solución hidropónica		72,00	72,00	72,00
Total costos variables (Bs.)		1035,00	1095,00	1087,00	1155,00
Total beneficios brutos (Bs.)		1306,76	1451,66	1435,32	1507,93
Total beneficios netos (Bs.)		271,76	356,66	348,32	352,93
Relación Beneficio/Costo		1,26	1,33	1,32	1,31

En el cuadro 12 se observa que para la producción de semilla de oca se realizó en el sustrato turba un gasto de 1035 Bs., para el sustrato arena + cascarilla de arroz 1095 Bs., para el sustrato arena + aserrín 1087 Bs. y para el sustrato arena + paja 1155 Bs.

La diferencia entre los costos variables es mínima. El sustrato en el que mas se gasto fue la paja ya que los costos de preparación del sustrato (picado) implico un costo adicional.

De la misma manera los beneficios brutos para la producción de la semilla de oca fueron 1307 Bs con turba, 1452 Bs con arena + cascarilla, 1435 Bs con arena + aserrín y 1508 Bs con arena + paja. Esto se realizó tomando en cuenta el rendimiento para cada sustrato, obteniendo un mayor beneficio bruto del sustrato arena + paja con el que se obtuvo mayor rendimiento total (1508 Bs).

En cuanto a los beneficios netos se obtuvo beneficios de: 272 Bs. (turba), 357 Bs. (arena + cascarilla), 348 Bs. (arena + aserrín) y 353 Bs. (arena + paja), obteniendo un mayor beneficio neto con el sustrato arena + cascarilla. Las relaciones beneficio costo para los sustratos fue de 1, 26 (turba), 1,31(arena + paja), 1,32 (arena + aserrín) y 1,33 (arena + cascarilla), obteniéndose un mayor beneficio en el sustrato arena + cascarilla del cual se gana 0,33 Bs. por cada 1 Bs. invertido.

No se tomó en cuenta la diferencia entre ecotipos ya que el costo de producción de ambos ecotipos es el mismo para cada sustrato, y los beneficios presentan una diferencia mínima no significativa ([Anexo 7](#)).

6.7. Análisis multivariado

Del cuadro de correlaciones ([Anexo 8](#)) se puede inferir que existe una gran correlación entre las variables número de hojas y área foliar a los 60 días (0,99), es decir que en el cultivo de oca el número de hojas es directamente proporcional al área foliar. Contrariamente con las variables rendimiento (Kg/m^2) que es inversamente proporcional al porcentaje de humedad de la raíz (-0,87).

Por otro lado a mayor capacidad de campo del sustrato, mayor consumo de agua por la planta. Además que el agua disponible para el consumo de la planta influye directamente en el porcentaje de prendimiento de las plántulas *in vitro* en la fase de aclimatación.

También podemos decir que la velocidad de crecimiento influye directamente en el área foliar, el número de hojas, número de ramas, es decir que a mayor velocidad, mayor número de ramas, mayor número de hojas y por lo tanto mayor área foliar. En cuanto a las variables de rendimiento el peso de la raíz influye directamente con la longitud del tubérculo.

Cuadro 13. Análisis de componentes principales

Varianza total explicada

Componente	Autovalores iniciales			Sumas de las saturaciones al cuadrado de la extracción		
	Total	% de la varianza	% acumulado	Total	% de la varianza	% acumulado
1	7,757	35,259	35,259	7,757	35,259	35,259
2	4,991	22,686	57,946	4,991	22,686	57,946
3	3,717	16,894	74,840			
4	2,011	9,143	83,982			
5	1,772	8,056	92,038			
6	,906	4,119	96,157			
7	,845	3,843	100,000			
8	7,054E-16	3,206E-15	100,000			
9	6,313E-16	2,870E-15	100,000			
10	4,308E-16	1,958E-15	100,000			
11	2,573E-16	1,170E-15	100,000			
12	1,845E-16	8,386E-16	100,000			
13	1,366E-16	6,210E-16	100,000			
14	-4,502E-17	-2,046E-16	100,000			
15	-5,425E-17	-2,466E-16	100,000			
16	-1,082E-16	-4,917E-16	100,000			
17	-1,774E-16	-8,064E-16	100,000			
18	-3,704E-16	-1,684E-15	100,000			
19	-4,024E-16	-1,829E-15	100,000			
20	-5,203E-16	-2,365E-15	100,000			
21	-7,706E-16	-3,503E-15	100,000			
22	-9,990E-16	-4,541E-15	100,000			

Método de extracción: Análisis de Componentes principales.

Mediante el análisis de componentes principales se extrajeron dos componentes principales de un total de 23 componentes; que explican el 57,95% de la variación total. El criterio de retención de dos ejes es de retener los componentes principales con valores propios mayores a 1.

Al realizar un análisis multivariado de todas las variables de respuesta tenemos la siguiente grafica de componentes principales.

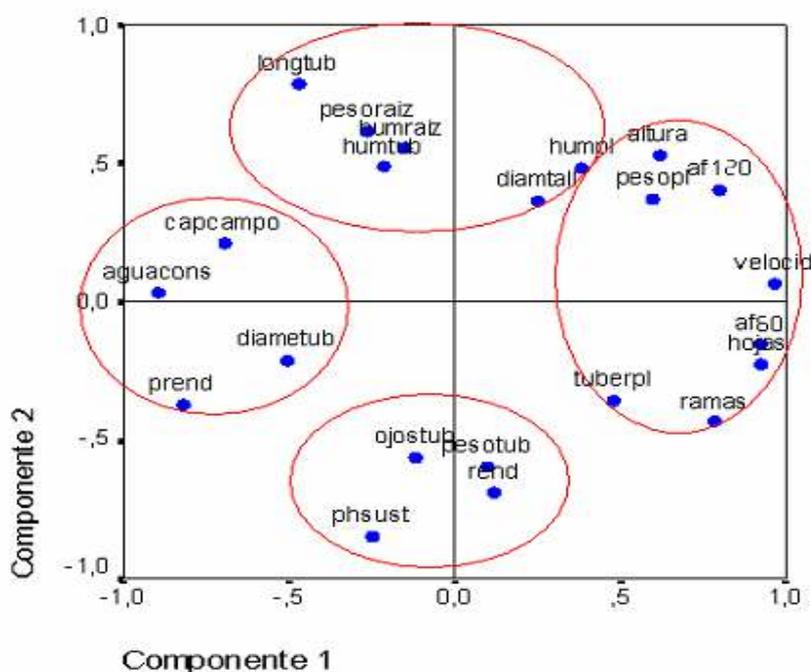


Figura 49. Análisis de componentes principales

En el gráfico anterior podemos observar 4 grupos, dos grupos en el eje componente 1: el primer grupo compuesto por las variables velocidad de crecimiento, altura de planta, número de hojas, número de ramas, área foliar (60 días), área foliar (120 días), peso de la planta, tubérculos por planta, las cuales presentan una relación directa entre ellas, es decir que a mayor velocidad de crecimiento mayor altura, mayor número de ramas, mayor número de hojas, mayor área foliar, mayor peso de la planta y mayor número de tubérculos por planta.

En el segundo grupo tenemos a la capacidad de campo del sustrato, agua consumida por la planta, prendimiento de las plántulas *in vitro*, diámetro del tubérculo, las cuales presentan una relación directa entre variables como en el anterior grupo.

Sin embargo entre las variables de primer y segundo grupo existe una relación inversamente proporcional, es decir que a mayor área foliar, menor diámetro del tubérculo. Lo mismo sucede con cada variable mencionada.

El tercer grupo en el eje del componente 2 con las variables: diámetro del tallo, peso de la raíz, humedad de la planta, humedad del tubérculo, humedad de la raíz, longitud del tubérculo presentan una relación directa entre ellas.

Y finalmente en el eje componente 2, está el cuarto grupo compuesto por el pH del sustrato, peso del tubérculo, rendimiento (Kg/m^2), número de ojos (yemas) por tubérculo, estas presentan una relación directa entre variables como en el anterior grupo.

Al igual que en los anteriores grupos entre el tercer y cuarto grupo existe una relación inversamente proporcional, es decir que a menor peso de la raíz, mayor rendimiento. Lo mismo sucede con cada variable mencionada entre estos grupos.

En cambio no existe mucha relación entre las variables del grupo 1 con el grupo 3 y 4, al igual que el grupo 2 no tiene mucha relación con los grupos 3 y 4, por que no se encuentran en el mismo eje para poder compararlos. Es decir que el comportamiento de las variables del grupo 1 y 2 son distintos a las variables de los grupos 3 y 4.

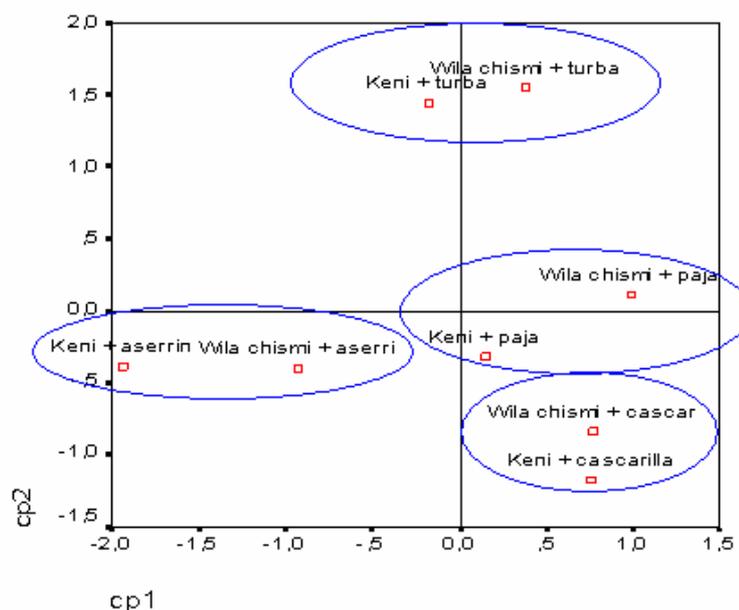


Figura 50. Análisis de la relación entre tratamientos

Al realizar un análisis multivariado con todas las variables de respuesta, podemos observar claramente en el gráfico anterior que existen diferencias entre sustratos (turba, cascarilla de arroz, aserrín, paja) y no así entre ecotipos (Keni y Wila ch'ismi).

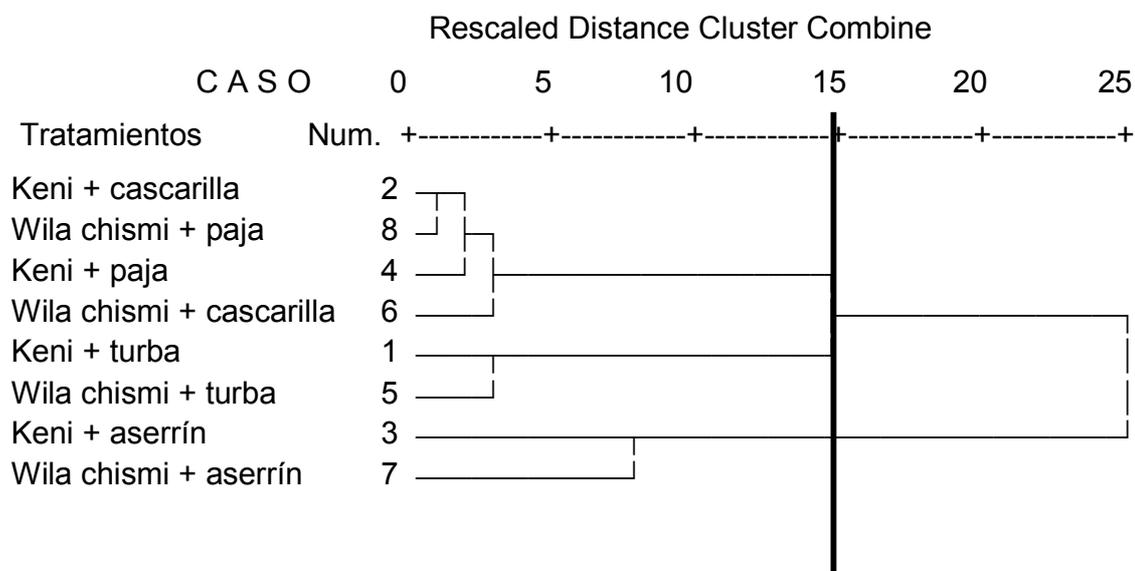


Figura 51. Análisis cluster (Dendrograma)

Al realizar una análisis cluster con conglomerados jerárquicos y una vinculación promedio (Inter-grupos) de las variables de respuesta, como se muestra en el gráfico anterior, podemos inferir que no existen diferencia entre los sustratos cascarilla de arroz y paja para ambos ecotipos en un punto de corte de 15. Pero si es posible observar diferencias entre el sustrato cascarilla de arroz con la turba y el aserrín, y entre el sustrato paja con la turba y el aserrín, esto en función al comportamiento de las variables fisiológicas, fenológicas, agronómicas y de rendimiento tomadas para esta investigación.

En cuanto a los ecotipos no existen diferencias entre Keni y Wila ch'ismi como se muestra en las dos últimas graficas, esto podría ser debido al manejo homogéneo que se tuvo en todo el ciclo del cultivo.

Este análisis multivariado corrobora los análisis de varianzas y diferencia de medias anteriormente presentadas.

7. CONCLUSIONES

Con los resultados obtenidos en la presente investigación se llegó a las siguientes conclusiones.

1. El ecotipo de oca Wila ch'ismi tuvo mejor respuesta en cuanto al comportamiento agronómico respecto a las variables altura de planta, diámetro de tallo y número de hojas en relación al ecotipo Keni. En el comportamiento fisiológico no hubo diferencias significativas entre los ecotipos estudiados referentes a las variables área foliar, peso de la raíz, peso del tubérculo, porcentaje de materia seca de la planta y del tubérculo.

En el aspecto fenológico el ecotipo Wila ch'ismi tuvo un mejor comportamiento en las variables velocidad de crecimiento y días a la floración. No observándose mayores diferencias durante el ciclo biológico de ambos ecotipos los cuales completaron su madurez fisiológica a los 210 días.

En las variables de rendimiento ambos ecotipos tuvieron un comportamiento similar al evaluar el diámetro del tubérculo, longitud del tubérculo y tubérculos por planta, las diferencias no fueron significativas.

2. En cuanto al efecto del sustrato para la producción de semilla en oca el sustrato compuesto por 50% arena + 50% de cascarilla de arroz fue el que obtuvo mejores resultados respecto a las variables agronómicas, fenológicas y de rendimiento a excepción de las fisiológicas. El sustrato turba fue el de mejor respuesta para las variables fisiológicas como ser: área foliar, peso de la planta, peso de la raíz y peso del tubérculo.

El sustrato compuesto por 50% de arena + 50 % de paja tuvo un efecto en la producción de semilla de oca muy similar a los sustratos anteriores.

En cambio el sustrato compuesto por 50% de arena + 50% de aserrín tuvo un efecto negativo en la producción de semilla de oca ya que en este sustrato se presentaron los más bajos índices en las variables estudiadas, principalmente en las agronómicas.

A excepción de la variable de rendimiento en el diámetro del tubérculo donde sobresalió de los demás sustratos y se obtuvo un buen rendimiento de 1,604 Kg/m², Pero fueron tubérculos de menor longitud, lo que no es favorable para la producción y conservación de semilla de oca.

3. En cuanto al rendimiento total de producción de semilla de oca para ambos ecotipos, el sustrato compuesto por 50% arena + 50% de paja tuvo un rendimiento de 1,648 kg/m² superior a los otros tratamientos.

En los rendimientos parciales se observa diferencias marcadas, donde se obtuvo mayor producción de semilla con el sustrato 50% arena + 50% cascarilla de arroz (1,702 kg/m²) seguido por el sustrato 50% arena + 50% aserrín (1, 604 Kg/m²), en una tercera posición el sustrato compuesto por 50% arena + 50% paja (1,502 Kg/m²) y finalmente la turba (1,230 Kg/m²).

4. El sustrato que ofrece mayor beneficio costo es el compuesto por 50% de arena + 50% de cascarilla de arroz con un valor de 1.33, con un mayor beneficio neto. El sustrato turba tuvo el menor costo variable de 1035 Bs. Sin embargo el sustrato compuesto por 50% de arena + 50% de cascarilla de arroz fue de 1095 Bs.

El sustrato compuesto por 50% de arena + 50% de paja por su alto rendimiento tuvo un mayor beneficio bruto. Sin embargo por los costos variables no fue tan rentable con el sustrato con cascarilla de arroz.

5. En el análisis multivariado podemos decir que existe una gran correlación entre las variables velocidad de crecimiento, altura de planta, número de hojas, número de ramas, área foliar (75 días), área foliar (180 días), peso de la planta, tubérculos por planta, número de hojas. Contrariamente con las variables: capacidad de campo del sustrato, agua consumida por la planta, prendimiento de las plántulas *in vitro*, diámetro del tubérculo, las cuales presentan una relación directa entre ellas, y una relación inversa con el anterior grupo.

6. En cuanto a las variables: diámetro del tallo, peso de la raíz, humedad de la planta, humedad del tubérculo, humedad de la raíz, longitud del tubérculo presentan una relación directa entre ellas, y una relación inversamente proporcional con las siguientes variables: pH del sustrato, peso del tubérculo, rendimiento (Kg/m^2), número de ojos (yemas) por tubérculo.

8. RECOMENDACIONES

Con las conclusiones obtenidas se llegan a las siguientes recomendaciones:

1. Para la producción de semilla de oca se puede utilizar el sustrato arena más cascarilla debido a que en este sustrato las plantas tuvieron un buen comportamiento en todo el ciclo de producción de semilla de calidad, además que en este sustrato se obtuvo mayores rendimientos.
2. El sustrato con cascarilla de arroz también se recomienda que se utilice para la producción de otros cultivos como la papa, papalisa e isaño ya que a la fecha aún no existen estudios al respecto.
3. El sistema hidropónico representa una buena alternativa para la producción de semilla de alta calidad ya que se observó menor incidencia de enfermedades y fácil manejo que bajan enormemente los costos de producción en comparación a los sistemas tradicionales de producción. Por lo tanto se recomienda su implementación.
4. Se recomienda la producción y evaluación de los ecotipos Wila ch'ismi y Keni a campo para mejorar la producción de semilla de oca del agricultor.
5. Se recomienda realizar trabajos similares con otros ecotipos de oca para resguardar la biodiversidad de la especie.
6. Se recomienda realizar investigaciones en la densidad de transplante y tutoraje de las plantas para la producción de semilla de alta calidad en el cultivo de oca ya que son parámetros importantes para este rubro, además que no existen estudios al respecto.

BIBLIOGRAFÍA

ADRIEL, et al. 1989. Desarrollo de sistema de semilla. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Santa Cruz, Bolivia. Pp. 1-24.

ALARCON, M. 1968. Ritmo de tuberización en cinco clones seleccionados de oca. Tesis. UNSAAC, Cusco, Perú.

ÁLVAREZ, 2002. Hidroponía. Disponible en la página web:
<http://members.fortunecity.es/jalvarezg/tutorial.htm>

ARBIZA, M. J. 2002. Hidroponía en aula. Disponible en:
<http://www.correodelmaestro.com/anteriores/2002/mayo/2nosotros72.htm>

ARBIZU, C. y ROBLES, E. 1986. La colección de los cultivos de raíces y tubérculos andinos de la Universidad de Huamanga. En *Finales del V Congreso Internacional de Sistemas Agropecuarios Andinos*. Puno, Perú. Disponible en: www.rlc.fao.org/.../contenido/libro09/Cap3_3.htm

CÁCERES, 1991. Calidad agroalimentaria. La Paz, Bolivia. INAN. Pp 61-64.

CAHIERS, O. M, 1999. Cultivos hidropónicos. Disponible en:
http://tecnociencia.es.especiales/cultivo_hidroponicos/?htm#1.

CALDERÓN, S. F, 2001. Cultivo de flores en Colombia. Bogota, Colombia. Disponible en: <http://www.dicalderonlabs.com/index.html>

CALZADA, J. B. 1980. Métodos Estadísticos para la investigación. Lima, Perú. 640 p.

CARDENAS, M. 1989. Manual de Plantas Económicas de Bolivia. Editorial los Amigos del Libro. Werner Guttentag. La Paz - Cochobamba. Bolivia. pp. 333.

- CARPIO, S. J. 2001.** Recuperación y conservación in Vitro de ecotipos de oca (*Oxalis tuberosa* Mol.) de la Provincia Camacho. Tesis de grado. Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. 106 p.
- CARRERA, A. 2000.** Biotecnología para la producción de Papa en Monagas. Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias. Instituto de Investigaciones Agronómicas. Maracay FONAIAP. Disponible en : <http://www.ceniap.gov.ve/publica/divulga/fdivul.html>
- CORTES, H. 1977.** Avances en la investigación de la oca. En: Anales, I Congreso Internacional de Cultivos Andinos, Universidad de Ayacucho, IICA, Perú.
- CORTES, H. 1981.** Alcances de la investigación en tubérculos andinos. Oca, olluco y maswa o isaño. En: Curso sobre manejo de la producción agraria en laderas. Ministerio de Agricultura/IICA, Serie resultados y recomendaciones de eventos técnicos N° 235. Huaraz, Perú.
- FAO, 2003.** Hidroponía Familiar. Cultivos de esperanzas con rendimientos de paz. Mexico. Pp 41-79.
- FAO-AGA, 2006.** Cultivo de oca. Disponible en la página web: <http://www.fao.org/inpho/content/compend/text/ch11-02.htm>
- FERREYRA, R. 1986.** Flora del Perú Dicotiledoneas. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú.
- GCA, 2006.** Cultivos Hidropónicos. Consultora Ambiental. Disponible en: <http://hidroponia@gca.consultora.com.ar>.
- GIANNONI D., 2007.** Cultivo de los incas, tubérculo oca (*Oxalis tuberosa*). PERUECOLOGICO. Lima, Peru. Disponible en: http://www.peruecologico.com.pe/tuberculos_gal.htm

GOOGLEEARTH, 2007. Disponible en: www.googleearth.com

IBAÑEZ, R. D. 2000. Limpieza viral y conservación de germoplasma *in vitro* de papas amargas y dulces del Altiplano Norte y Central del departamento de La Paz. Tesis de grado. Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. 116 p.

IPGRI/CIP. 2001. Descriptores de oca (*Oxalis tuberosa* Mol.). Instituto de Recursos Filogenéticos de Roma, Italia. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú.

IZQUIERDO, J. 2003. La huerta hidroponía popular. Programa de las naciones unidas para el desarrollo. Oficina Regional de producción vegetal, FAO. 3ra edición. Santiago, Chile. 132 p.

HERQUINIO, F. y TORIBIO, L. 1984. Mantenimiento y evaluación de la colección internacional de oca. En: Anales, IV Congreso Internacional de Cultivos Andinos. Pasto, Colombia.

JIMENEZ, L.A. 1986. Población óptima de plantas de oca (*Oxalis tuberosa* Mol.) En: Anales, V Congreso Internacional de Sistemas Agropecuarios Andinos, PISA-CIID-ACDI. Puno, Perú.

KING, S.R. 1988. Economic botany of the andean tuber crop complex. *Lepidium meyenii*, *Oxalis tuberosa*, *Tropaeolum tuberosum* and *Ullucus tuberosus*. Ph.D. dissert. The City University of New York. U.S.A.

LARA, C. E. 1999. Niveles de fertilización Mineral y densidades de transplante en plántulas obtenidas de cultivo *in vitro* para producción de semilla pre-básica de papa en invernadero. Tesis de grado. Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. 106 p.

- LARA, E. 2002.** Biotecnología vegetal agrícola. Producción de semilla pre-básica. Ministerio de Desarrollo Sostenible y Planificación. Instituto boliviano de Ciencia y Tecnología Nuclear. CIN-VIACHA. La Paz Bolivia. Pp. 1-11.
- LEON, J. 1964.** Plantas alimenticias andinas. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas, Boletín Técnico N° 6, Lima, Perú.
- LEON, G. 1968.** Variabilidad morfológica de *Oxalis tuberosa* (oca) y clave de identificación del tubérculo. Tesis. UNSAAC, Cusco, Perú.
- LEON, J. 1987.** Botánica de los Cultivos Tropicales. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. San José - Costa Rica. pp. 445.
- LESCANO, R. 1994.** Genética y Mejoramiento de Cultivos Altoandinos INADE/PELT - COTESU. La Paz, Bolivia.
- MAZA, B. et al. 2007.** DIVERSIDAD DE TUBÉRCULOS ANDINOS EN EL ECUADOR. Herbario "Reinaldo Espinosa" LOJA-. Quito, Ecuador. Disponible en: <http://www.funbotanica.org/10tubers.html>
- MURASHIGE, T. y SKOOG, 1962.** "A revised medium for rapid growth and bio assay with tobacco tissue culture." *Physiologia Plantarum* 15: 473 - 497.
- PALACIOS, N. A. 2002.** Riego en tiempo real para la producción de semilla pre-básica en el cultivo de papa (*Solanum tuberosum* sp. *Andigena*). Tesis de grado. Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. 94 p.
- PALMER, J. 1982.** Some lesser known temperate root crops. *Journal of Royal New Zealand Institute of Horticulture*, 10:98-101.

- POMAR, 2002.** Tuberización *in Vitro* de *Oxalis tuberosa* Mol. “oca” como alternativa para la producción de tubérculos semillas. Tesis de grado. Universidad Mayor de San Marcos. Lima, Perú. 117 p.
- PROINPA, 2001.** Catalogo de ocas bolivianas. MACA.Cochabamba, Bolivia.101 p.
- PROINPA, 2003a.** Conservación y Uso de la Biodiversidad de Raíces y Tubérculos Andinos: una década de investigación para el desarrollo 1993 – 2003. Programa Colaborativo de Manejo y Uso de la Biodiversidad de Raíces y Tubérculos Andinos (PBRTA), Proyecto PAPA ANDINA. Cochabamba, Bolivia. 140 p.
- PROINPA, 2003b.** Producción de oca (*Oxalis tuberosa* Mol.), papalisa (*Ullucus tuberosus*) e isaño (*Tropaeolum tuberosum*): Avances en la investigación del manejo agronómico. PBRTA. Proyecto PAPA ANDINA. Cochabamba, Bolivia. 50 p.
- PROINPA, 2003c.** Producción de oca (*Oxalis tuberosa* Mol.), papalisa (*Ullucus tuberosus*) e isaño (*Tropaeolum tuberosum*). Desarrollos de estrategias de manejo de plagas y enfermedades. Fundación PROINPA, PBRTA, Proyecto PAPA ANDINA. Cochabamba, Bolivia. 55 p.
- PROINPA, 2004a.** Catálogo de variedades locales de Papa y Oca de la zona de Candelaria. Asociación de Productores de Tubérculos Andinos. IPGRI-CIP. Cochabamba, Bolivia. 133 p.
- PROINPA, 2004b.** Catálogo de Ocas Bolivianas. Fundación PROINPA, PBRTA. IPGRI-CIP. Cochabamba, Bolivia. 110 p.
- PUCH, R. 1979.** Rendimiento comparativo de 6 variedades de oca en el Altiplano Norte. Tesis de grado. Universidad Mayor de San Simon. Cochabamba. Bolivia.

- ROBLES, E. 1981.** Origen y Evolución de la oca, olluco y mashua. UNALM. Centro de Informática para la Investigación Agrícola. Lima - Perú. pp. 26.
- RIVERO, L. 1976.** Ritmo de tuberización en cinco clones seleccionados de oca. Tesis de grado. UNSAAC, Cusco, Perú.
- SANCHEZ, C. 2004.** HIDROPONÍA. Paso a paso cultivo sin tierra. Granja y negocios. Ediciones Ripalme. Lima, Perú. 134 p.
- STEEL y TORRIE, 1960.** Principles and procedures of statistics. McGraw-Hill Book Company Inc. Nueva York.
- TAPIA, M. 1990.** Los cultivos andinos subexplotados y su aporte en la alimentación. Lima, Perú. Disponible en: www.rlc.fao.org/.../contenido/libro09/Cap3_3.htm
- TAPIA, M. E. 2002.** Cultivos andinos subexplotados y su aporte a la alimentación. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe. Santiago, Chile.
- TRIGO, J. 1994.** Evaluación en invernadero de plántulas de dos variedades de papa (*Solanum tuberosum* sp. andigena) provenientes de diferentes medios de cultivo *in vitro*. Tesis de grado. Universidad mayor de San Simón. Facultad de agronomía. Cochabamba, Bolivia. 105 p.
- VILLARROEL, M. L. 2002.** Saneamiento de variedades del grupo elite de papa, oca y papalisa en Toralapa. En Informe anual 1999-2000. Fundación PROINPA. Cochabamba, Bolivia. 3 p.
- WHITE, J.W. 1975.** Notes on the biology of *Oxalis tuberosa* and *Tropaeolum tuberosum*. Honors thesis, Harvard College, Economic Botany, Library 96 pp.

A N E X O S

ANEXO 1. Categorías de semilla de papa

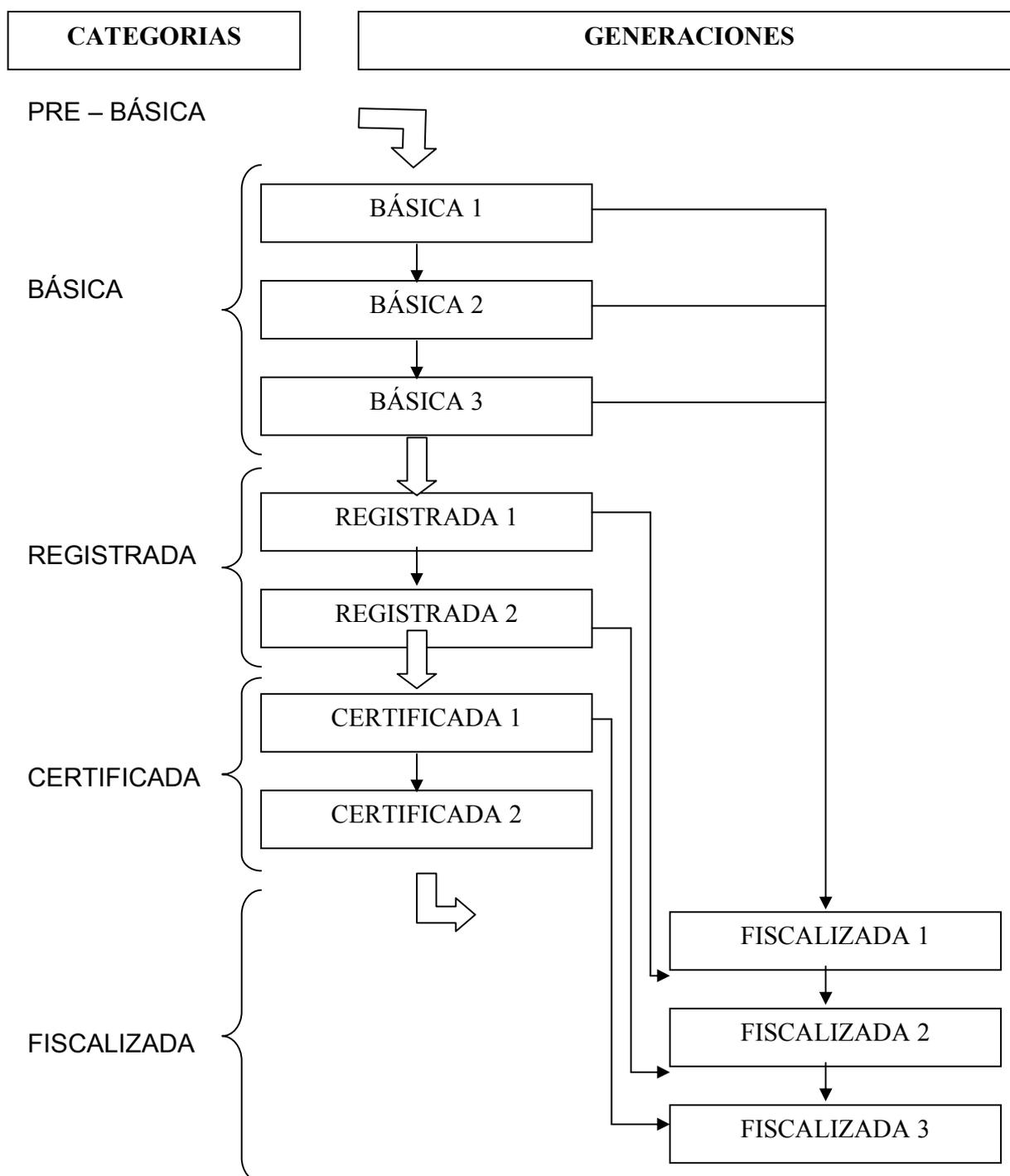
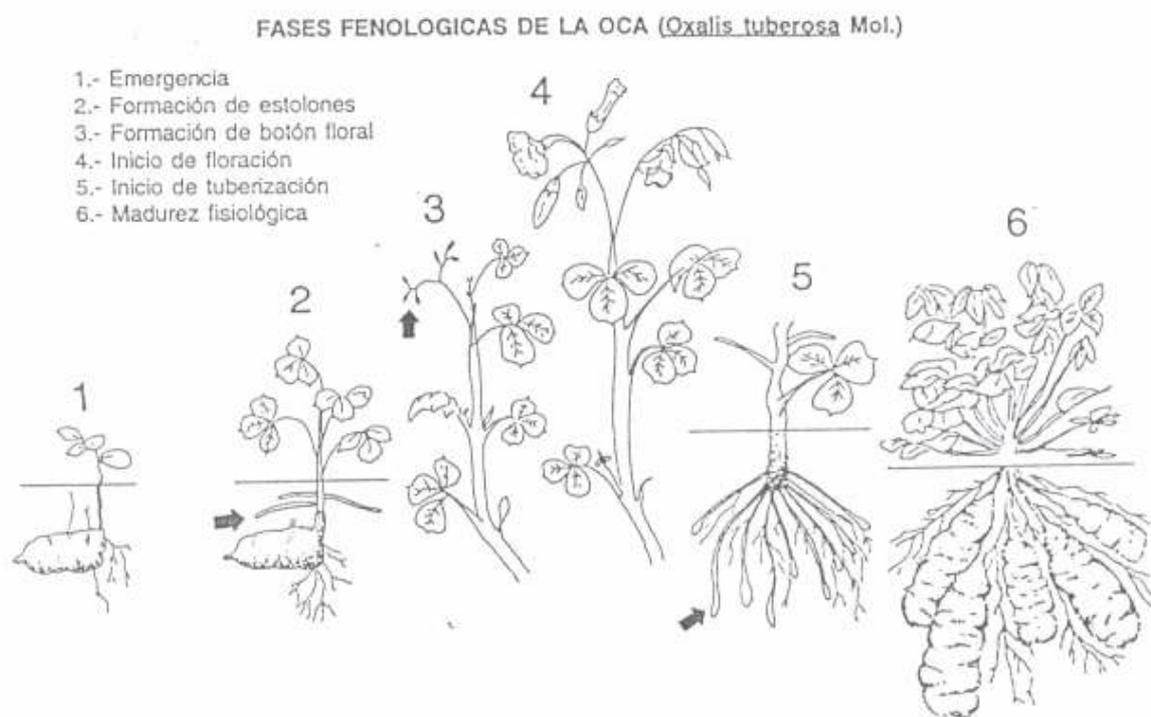


Figura 1. Generaciones y Categorías para la Producción de semilla (Programa Nacional de Semillas, 1999 mencionado por Palacios, 2002)

ANEXO 2. Fases fenológicas del cultivo de oca



Fuente: Lescano, 1994

ANEXO 3. Solución Hidropónica FAO

Esta fórmula en fertilizantes de alta pureza y alta solubilidad en agua. Su base es la fórmula desarrollada por el Dr. Felipe Calderón hace 15 años

Cuadro. Solución concentrada A (macronutrientes)

Fuentes	Fórmula	Cantidad (gr) para 20 litros de solución concentrada A
Fosfato Mono Amónico MAP Cristalino (12-61-0)	$\text{NH}_4\text{H}_2\text{PO}_4$	720,00
Nitrato de Calcio	$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$	4160,00
Nitrato de potasio	KNO_3	2200,00

Fuente: FAO 2003

Cuadro. Solución concentrada B (micronutrientes)

Fuentes	Fórmula	Cantidad (gr) para 8 litros de solución concentrada B
Sulfato de magnesio	MgSO_4	1056,00
Sulfato de manganeso	MnSO_4	4,00
Sulfato de cobre	CuSO_4	0,96
Sulfato de zinc	ZnSO_4	2,40
Ácido bórico	H_3BO_3	15,60
Molibdato de amonio	$(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}$	0,004
Quelato de hierro		33,84

Fuente: FAO 2003

ANEXO 4. Solución Stock de Murashige y Skoog (1962).



Cuadro: Composición del Medio basal de Murashige y Skoog (1962).

Sol.	N o m b r e	Fórmula química	P e s o (mg)
A	Nitrato de amonio	NH_4NO_3	1650
	Nitrato de potasio	KNO_3	1900
	Cloruro de calcio dihidratado	$\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	4400
	Fosfato monobásico de potasio	KH_2PO_4	170
	Ácido bórico	H_3BO_3	6, 2
	Sulfato manganoso tetrahidratado	$\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	22. 3
	Sulfato de zinc heptahidratado	$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	8, 6
	Yoduro de potasio	KI	0, 83
	Molibdato de sodio dihidratado	$\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	0, 25
	Sulfato de cobre pentahidratado	$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	0, 025
	Cloruro cobaltoso hexahidratado	$\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	0, 025
B	Sulfato de magnesio heptahidratado	$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	370
C	EDTA disódico	Na_2EDTA	37. 3
	Sulfato ferroso heptahidratado	$\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	27. 8
D	Myo-inositol	$\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$	100
E	Tiamina-HCl		0. 1
	Glicina		2
	Acido nicotínico		0. 5
	Pyridoxina-HCl		0. 5

PROCEDIMIENTO.

Al preparar soluciones stock, se deben tener en cuenta las siguientes consideraciones:

- Las sales deben disolverse por separado.
- No se deben mezclar sulfatos con fosfatos para evitar que se precipiten.
- Las soluciones Stock de hierro deben ser guardadas en frascos color ámbar puesto que estas se llegan a precipitar con la luz directa.

- d) La solución Stock de vitaminas debe ser guardada en congelación, las otras soluciones se deben guardar en refrigeración a 4°C.
- e) La preparación de soluciones requiere de agua destilada, bidestilada y desionizada.
- f) Las soluciones Stock deben ser chequeadas periódicamente para ver si están contaminadas por bacterias (la apariencia de la solución es lechosa) y/o hongos (presencia de micelios).
- g) Las auxinas que están en forma ácida deben disolverse en KOH o NaOH (1 N). Se utiliza aproximadamente 0,3 – 1,2 ml de HCl y de KOH por cada 10 mg de reguladores de crecimiento para disolverlas.

Preparación de las soluciones Stock.

Solución Stock de Murashige y Skoog (1962).

Esta primera solución concentrada, es la combinación de diferentes sales preparadas en cinco partes, las cuales son: Solución A, B, C, D y E, cuya composición para la preparación es la siguiente:

A) Solución AX10. (Para 10 litros de medio de cultivo).

N O M B R E	FORMULA QUÍMICA	P E S O (gramos)
Nitrato de amonio	NH_4NO_3	16,5
Nitrato de potasio	KNO_3	19
Cloruro de calcio dihidratado	$\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	4,4
Fosfato monobásico de potasio	KH_2PO_4	1,7
Acido bórico	H_3BO_3	0,062
Sulfato manganoso tetrahidratado	$\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	0,223 ****
Sulfato de zinc heptahidratado	$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,086

**** Si el sulfato es $\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ (monohidratado), pesar 0.151 g

Todas estas sales pesar en forma individual y disolver en 20 - 50 ml de agua destilada y verterlos en una probeta de 1000 ml de capacidad que tenga 250 ml de agua destilada desionizada en agitación.

En forma individual, disolver cada una de las siguientes sales en 100 ml de agua destilada.

N O M B R E	FORMULA QUIMICA	P E S O (gramos)
Yoduro de potasio	KI	0,1
Molibdato de sodio dihidratado	Na ₂ MoO ₄ *2H ₂ O	0,1
Sulfato de cobre pentahidratado	CuSO ₄ *5H ₂ O	0,1
Cloruro cobaltoso hexahidratado	CoCl ₂ *6H ₂ O	0,1

De estas presoluciones pipetear a la solución stock en agitación:

- 8,2 ml de KI
- 2,5 ml de Na₂MoO₄* 2H₂O
- 0,25 ml de CuSO₄* 5H₂O
- 0,25 ml de CoCl₂* 6H₂O

La solución stock enrasar a un litro en una probeta de 1000 ml.

B) Solución BX10 (Para 10 litro de medio de cultivo).

Pesar 3,7 g de Sulfato de magnesio heptahidratado (MgSO₄* 7H₂O) y disolver en 500 ml de agua destilada.

C). Solución CX10 (Para 10 litros de medio de cultivo).

N O M B R E	FORMULA QUIMICA	P E S O (g)
Etilen diamin tetraacetado disódico	Na ₂ EDTA	0,3725
Sulfato ferroso heptahidratado	FeSO ₄ * 7H ₂ O	0,2785

Disolver el FeSO₄*7H₂O en 25ml de agua destilada y el Na₂EDTA en 25 ml de agua destilada tibia. Enfriar y mezclar ambas soluciones para después completar con agua destilada hasta 500 ml.

D). Solución DX10 (Para 10 litro de medio de cultivo).

Disolver en 500 ml de agua destilada 1 g de myo-inositol.

E). Solución EX25 (Para 25 litros de medio de cultivo).

V I T A M I N A S	P E S O (g)
Tiamina-HCl	0,01
Glycina	0,05
Acido nicotínico	0,0125
Pyridoxina-HCl	0,0125

Disolver cada vitamina y completar hasta 250 ml con agua destilada.

Preparación de soluciones stock de Reguladores de crecimiento.

Pesar los reguladores de crecimiento de acuerdo a las siguientes indicaciones:

Regulador de crecimiento	g / 250 ml de agua destilada	Concentración (ppm)	Disolver en:
GA ₃	0,025	100	Alcohol al 96% o KOH 1 N
BAP	0,025	100	HCL 1 N
ANA	0,025	100	Alcohol al 96% o KOH 1 N
AIA	0,025	100	KOH 1 N
IBA	0,025	100	KOH 1 N
2,4 – D	0,025	100	KOH 1N
KINETINA	0,025	100	HCL 1 N
CCC	0,025	100	Agua destilada

ANEXO 5. Equipos utilizados



Cámara de flujo laminar



Autoclave

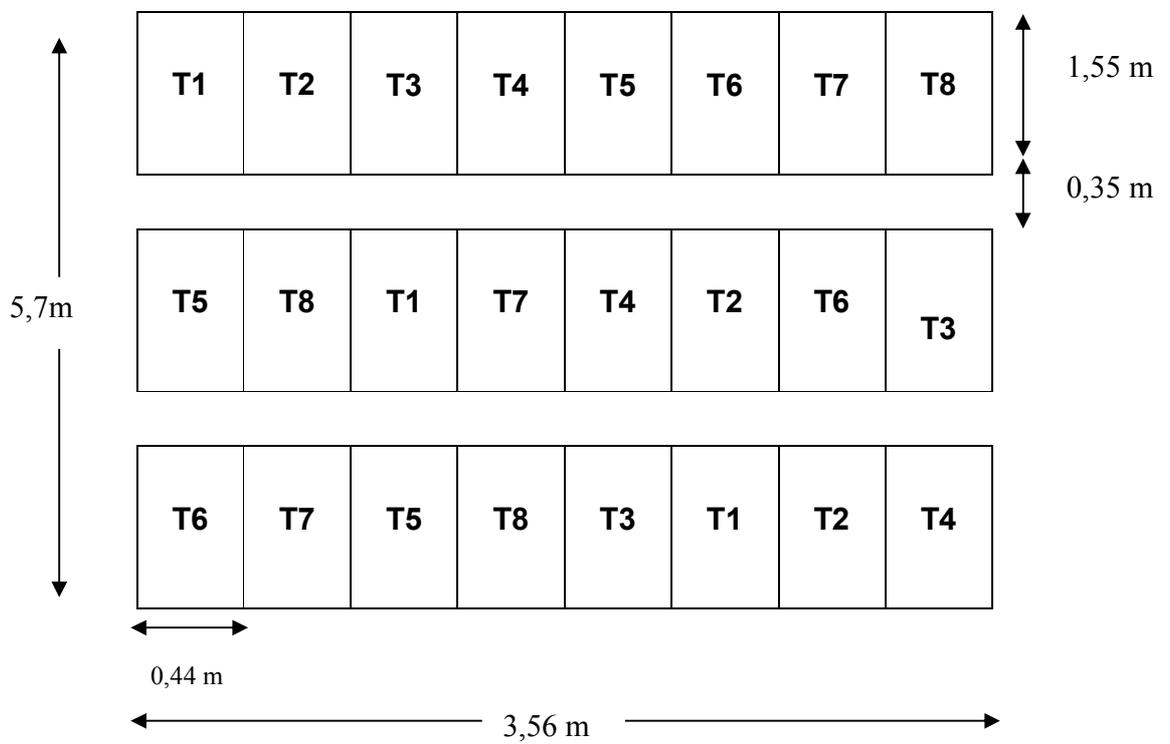
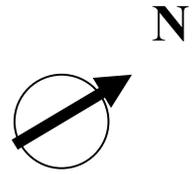


Balanza analítica



Olla de presión

ANEXO 6. Croquis experimental



ANEXO 7. Costos de producción

Cuadro. Análisis de costos para la producción de tubérculos de oca en el sustrato turba (Sup. 4 m²)

NO.	DESCRIPCIÓN	UNIDAD	PRECIO UNITARIO (Bs.)	CANTIDAD	PRECIO TOTAL (Bs.)
1	Plántulas <i>in vitro</i>	Unidad	0,50	400	200,00
2	Plastifilm	Rollo	17,00	0,5	8,50
3	Papel Aluminio	Rollo	20,00	0,5	10,00
4	Alcohol	lt	7,00	2	14,00
5	Benlate	Kg	80,00	0,1	8,00
6	Basamid	Kg	80,00	0,5	40,00
7	Plastico negro	m	3,40	7,5	25,50
8	Turba	M ³	50,00	2	100,00
9	Fosfato diamonico	Kg	4,00	1	4,00
10	Fosfato monoamonico	Kg	25,00	1	25,00
11	Riego	Jornal	30,00	20	600,00
	TOTAL COSTOS	Bs			1035,00
	TOTAL BENEFICIOS BRUTOS	Kg	240,00	5,445	1306,76
	TOTAL BENEFICIO NETO	Bs			271,76
	BENEFICIO/COSTO	Bs			1,26

Cuadro. Análisis de costos para la producción de tubérculos de oca en el sustrato 50% arena + 50% cascarilla de arroz (Sup. 4 m²)

NO.	DESCRIPCIÓN	UNIDAD	PRECIO UNITARIO (Bs.)	CANTIDAD	PRECIO TOTAL (Bs.)
1	Plántulas <i>in Vitro</i>	unidad	0,50	400	200,00
2	Plastifilm	Rollo	17,00	0,5	8,50
3	Papel Aluminio	Rollo	20,00	0,5	10,00
4	Alcohol	lt	7,00	2	14,00
5	Benlate	Kg	80,00	0,1	8,00
6	Basamid	Kg	80,00	0,5	40,00
7	Plástico negro	m	3,40	7,5	25,50
8	Arena	m ³	60,00	1	60,00
9	Cascarilla	saco	7,00	4	28,00
10	Solución hidropónica	lt	8,00	9	72,00
11	Fosfato diamonico	Kg	4,00	1	4,00
12	Fosfato monoamonico	Kg	25,00	1	25,00
13	Riego	Jornal	30,00	20	600,00
	TOTAL COSTOS	Bs			1095,00
	TOTAL BENEFICIOS BRUTOS	Kg	240,00	6,049	1451,66
	TOTAL BENEFICIO NETO	Bs			356,66
	BENEFICIO/COSTO	Bs			1,33

Cuadro. Análisis de costos para la producción de tubérculos de oca en el sustrato 50% arena + 50% aserrín (Sup. 4 m²)

NO.	DESCRIPCIÓN	UNIDAD	PRECIO UNITARIO (Bs.)	CANTIDAD	PRECIO TOTAL (Bs.)
1	Plántulas <i>in vitro</i>	unidad	0,50	400	200,00
2	Plastifilm	Rollo	17,00	0,5	8,50
3	Papel Aluminio	Rollo	20,00	0,5	10,00
4	Alcohol	lt	7,00	2	14,00
5	Benlate	Kg	80,00	0,1	8,00
6	Basamid	Kg	80,00	0,5	40,00
7	Plástico negro	m	3,40	7,5	25,50
8	Arena	m ³	60,00	1	60,00
9	Aserrín	saco	5,00	4	20,00
10	Solución hidropónica	lt	8,00	9	72,00
11	Fosfato diamonico	Kg	4,00	1	4,00
12	Fosfato monoamonico	Kg	25,00	1	25,00
13	Riego	Jornal	30,00	20	600,00
	TOTAL COSTOS	Bs			1087,00
	TOTAL BENEFICIOS BRUTOS	Kg	240,00	5,981	1435,32
	TOTAL BENEFICIO NETO	Bs			348,32
	BENEFICIO/COSTO	Bs			1,32

Cuadro. Análisis de costos para la producción de tubérculos de oca en el sustrato 50% arena + 50% paja (Sup. 4 m²)

NO.	DESCRIPCIÓN	UNIDAD	PRECIO UNITARIO (Bs.)	CANTIDAD	PRECIO TOTAL (Bs.)
1	Plántulas <i>in vitro</i>	unidad	0,50	400	200,00
2	Plastifilm	Rollo	17,00	0,5	8,50
3	Papel Aluminio	Rollo	20,00	0,5	10,00
4	Alcohol	lt	7,00	2	14,00
5	Benlate	Kg	80,00	0,1	8,00
6	Basamid	Kg	80,00	0,5	40,00
7	Plástico negro	m	3,40	7,5	25,50
8	Arena	m ³	60,00	1	60,00
9	Paja	saco	7,00	4	28,00
10	Picado de paja	Jornal	30,00	2	60,00
10	Solución hidropónica	lt	8,00	9	72,00
11	Fosfato diamonico	Kg	4,00	1	4,00
12	Fosfato monoamonico	Kg	25,00	1	25,00
13	Riego	Jornal	30,00	20	600,00
	TOTAL COSTOS	Bs			1155,00
	TOTAL BENEFICIOS BRUTOS	Kg	240,00	6,283	1507,93
	TOTAL BENEFICIO NETO	Bs			352,93
	BENEFICIO/COSTO	Bs			1,31

ANEXO 8. Análisis multivariado y correlaciones entre variables de respuesta

Cuadro. Matriz de correlaciones entre variables

	pH sust	Capacidad de campo	Agua consumida	Prend	Vel. de crecimiento	Altura	Diámetro	Número Dehojas	Número deramas	Área foliar (75 días)	Área Foliar (180 días)	Peso de la planta	Pesode la raíz	Peso del tubérculo	%H planta	%H raíz	%H tubérculo	Rend (kg/m2)	Tuber /planta	Diámetro tubérculo	Long tubérculo	ojos	
pH sust	1,00																						
Capacidad de campo	-0,10	1,00																					
Agua consumida	0,12	0,83	1,00																				
Prendimiento	0,50	0,74	0,87	1,00																			
Vel. de crecimiento	-0,35	-0,61	-0,79	-0,79	1,00																		
Altura	-0,56	-0,25	-0,53	-0,72	0,68	1,00																	
Diámetro	-0,57	-0,10	-0,09	-0,21	0,16	-0,01	1,00																
Número de hojas	-0,15	-0,54	-0,70	-0,55	0,91	0,40	0,29	1,00															
Número de ramas	0,17	-0,52	-0,60	-0,35	0,77	0,35	0,08	0,91	1,00														
Área foliar (75 días)	-0,24	-0,48	-0,69	-0,57	0,92	0,50	0,29	0,99	0,89	1,00													
Área Foliar (180 días)	-0,76	-0,28	-0,54	-0,70	0,84	0,71	0,50	0,75	0,51	0,81	1,00												
Peso de la planta	-0,38	-0,50	-0,78	-0,82	0,53	0,46	0,06	0,31	0,05	0,31	0,43	1,00											
Peso de la raíz	-0,41	-0,10	0,00	-0,33	-0,27	0,18	0,03	-0,58	-0,71	-0,55	-0,11	0,37	1,00										
Peso del tubérculo	0,40	-0,23	-0,33	0,02	-0,10	-0,22	-0,17	0,08	0,17	0,09	-0,22	0,11	-0,12	1,00									
%H planta	-0,18	-0,42	-0,55	-0,68	0,41	0,73	-0,27	0,06	0,08	0,08	0,21	0,62	0,44	-0,23	1,00								
%H raíz	-0,35	0,43	0,32	0,19	-0,16	0,16	0,55	-0,11	-0,07	-0,07	0,17	-0,27	-0,05	-0,46	0,02	1,00							
%H tubérculo	-0,29	0,32	0,18	0,01	-0,25	0,50	-0,08	-0,41	-0,27	-0,28	0,00	-0,14	0,43	0,03	0,34	0,43	1,00						
Rendimiento (kg/m2)	0,53	-0,50	-0,32	-0,11	0,07	-0,09	-0,55	0,08	0,22	0,06	-0,27	0,01	0,00	0,66	0,00	-0,85	-0,11	1,00					
tuber/planta	0,11	-0,69	-0,62	-0,38	0,27	-0,04	0,43	0,44	0,44	0,41	0,18	0,22	-0,06	0,67	-0,09	-0,16	-0,12	0,40	1,00				
Diámetro tubérculo	0,38	-0,23	0,22	0,17	-0,54	-0,43	-0,25	-0,61	-0,49	-0,66	-0,65	-0,21	0,57	0,17	-0,03	-0,40	0,05	0,53	0,13	1,00			
Long tubérculo	-0,54	0,35	0,34	-0,04	-0,45	0,19	0,14	-0,71	-0,81	-0,63	-0,09	0,10	0,86	-0,29	0,27	0,35	0,66	-0,36	-0,31	0,31	1,00		
Número de ojos	0,35	0,16	0,23	0,38	-0,10	0,00	-0,33	0,05	0,32	0,11	-0,13	-0,65	-0,40	0,40	-0,36	-0,17	0,33	0,52	0,11	0,09	-0,29	1,00	

ANEXOS 9. Fase de laboratorio

Esta fase se realizó en el laboratorio de biotecnología vegetal donde el objetivo principal es la multiplicación de plántulas *in vitro*, como se explica mas adelante.

Preparación de medios

Los medios de cultivo se realizaron en base al medio básico de Murashige y Skoog, (1962). Inicialmente se prepararon diferentes soluciones stock de ellos se tomaron diferentes proporciones dependiendo del volumen a preparar. A ello se adicionó ácido giberélico 0,5% (5 ml/lit), pantotenato de calcio 0,6% (6 ml/lit), sacarosa (azúcar) 3% (30 gr/lit), agar 0,65% (6,5 g/lit) y se ajusto a un pH de 5,7. Posteriormente fue dispensado en tubos de ensayo (2 ml/tubo) y vasos de vidrio (7 ml/vaso). La esterilización se realizó en un autoclave (Anexo 5) a 121°C y una atmósfera de presión por un lapso de 15 minutos.

Multiplicación

Para la multiplicación se utilizaron plántulas *in vitro* de un tamaño aproximado de 5 a 10 cm. De ellos se cortaron segmentos de tallo con yemas axilares (nudos), la primera multiplicación se realizó en tubos de ensayo, una vez establecido un número adecuado, se procedió a cultivar los explantes en vasos de vidrio a razón de 6 a 8 plántulas como se muestra en la figura 10. Las multiplicaciones se realizaron cada 3 a 4 semanas dependiendo del desarrollo de la planta.



Figura. Multiplicación de las plántulas *in vitro* de oca

ANEXO 10. Variables de estudio

a) Temperatura

Se tomaron temperaturas dentro del invernadero como se muestra en la siguiente figura:

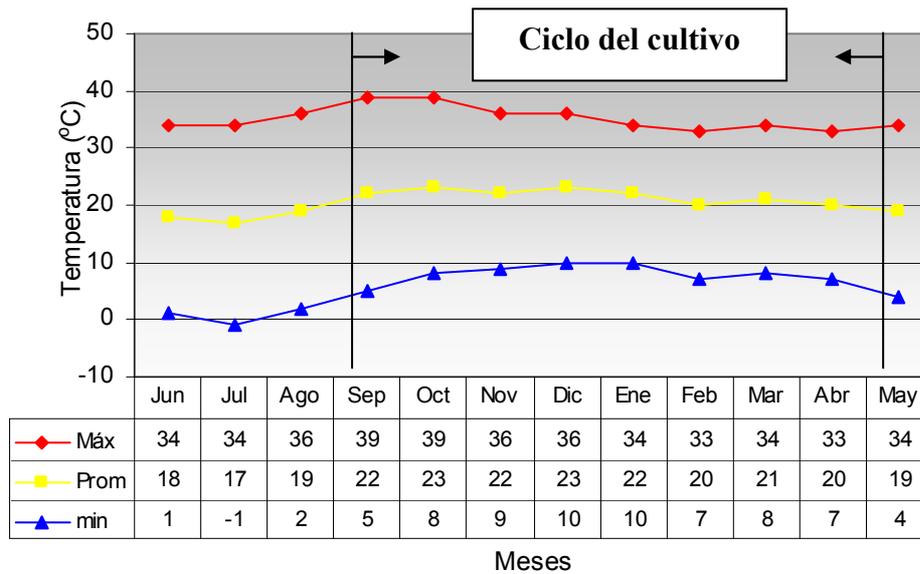
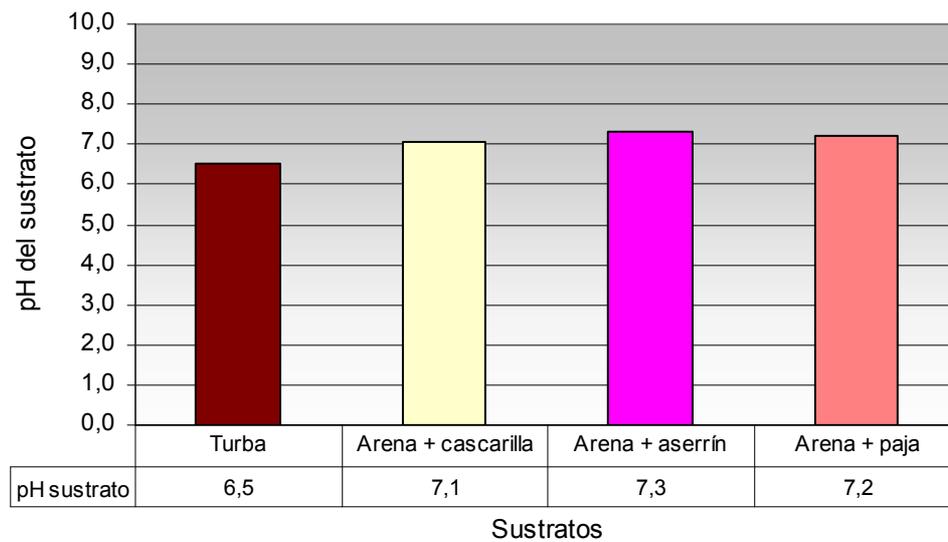


Figura. Comportamiento de la temperatura en el invernadero durante el ciclo vegetativo de la oca gestión 2006-2007

En la figura se observa las temperaturas dentro el invernadero, donde la más baja se registró en Julio con $-1\text{ }^{\circ}\text{C}$, y la máxima en el mes de septiembre con $39\text{ }^{\circ}\text{C}$. Obteniendo una temperatura promedio de $17\text{ }^{\circ}\text{C}$ a $23\text{ }^{\circ}\text{C}$ dentro del invernadero durante todo el ciclo del cultivo (Septiembre a Abril con un promedio de $20\text{ }^{\circ}\text{C}$). Lo que indica que no hubo mucha variación en la temperatura dentro el ambiente, por tanto no afectó al normal desarrollo del cultivo de oca.

b) pH del sustrato

En la figura 26 se presenta el pH del sustrato antes del transplante de plántulas *in vitro* de oca.



**Figura. pH del sustrato de cada tratamiento
(turba, cascarilla de arroz+ arena, aserrín+arena, paja+arena)**

En la figura anterior se observa que los sustratos hidropónicos tienen un pH casi neutro (cerca de 7), lo que es favorable para el buen desarrollo de la planta. Sin embargo la turba tuvo un pH ácido de 6,5, lo cual no afectó al normal desarrollo de la planta.

c) Capacidad de campo y porcentaje de humedad del sustrato

A continuación presentamos la figura 27, que nos muestra el porcentaje de humedad del sustrato y el agua que la planta consumió por el lapso de 2 días más la evaporación de cada sustrato.

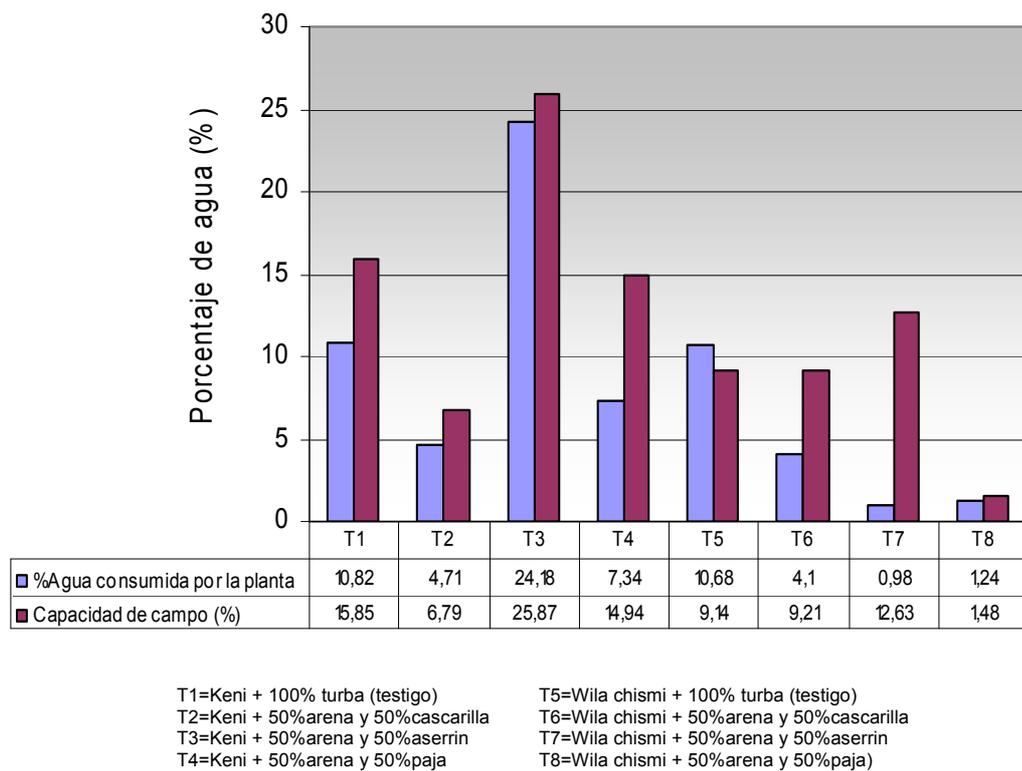


Figura. Agua consumida (por la planta y perdida por evaporación del sustrato) y capacidad de campo a los 120 días.

Según la figura anterior se puede observar que en el tratamiento 1 (T1) (10,82%) y el T5 (10,68%) tuvieron un mayor consumo de agua por la planta y evaporación del sustrato en comparación de los sustratos hidropónicos, a excepción del T3 donde el consumo de agua y la evaporación del sustrato fue mayor (24,18%).

En cuanto a la capacidad de campo el sustrato que retiene mas agua es el T3 (25,87%) y el T7 (12,63%), esto podría deberse al tamaño de las partículas de aserrín que son más pequeñas que las de cascarilla de arroz y la paja.

ANEXO 11. Demanda de semilla IBTEN VIACHA



IBTEN

MINISTERIO DE DESARROLLO SOSTENIBLE

INSTITUTO BOLIVIANO DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA NUCLEAR

La Paz 20 de Septiembre, 2005

PROFORMA

Solicitud de semilla prebásica y básica:

Demandante: PROSAN (Productores de Semilla Nativa)

Comunidades involucradas: Chococopa Grande, Chococopa Chico, Timcamlaya, Collpani.

Especie	Variedades o Ecotipos	Cantidad	Precio unitario por Kilogramo (Sus)	Precio total (Sus)
Papa (<i>Solanum tuberosum</i> sp)	Waych'i	10	20	200
	Sani negra	5	20	100
Oca (<i>Oxalis tuberosa</i> Mol.)	Ketu	5	30	150
	Wila ch'isani	5	30	150
Isaño (<i>Tropaeolum tuberosum</i> R&P)	Zapallo	5	30	150

Ofertante: IBTEN

Nota.- Solo se cuenta por el momento con las variedades de papa solicitadas, pero se cuenta con la colección de germoplasma de oca e isaño, para producir la cantidad de semilla solicitada.

La entrega de semilla es previa cancelación del monto

