

# Rapid Multiplication Techniques for Potatoes



COVER: Single-node cuttings being harvested from vigorously-growing mother plantlets.



THE INTERNATIONAL POTATO CENTER (CIP)

Apartado Postal 5969  
Lima - Perú



## Contents

	Page
1. Introduction .....	3
2. Rapid Multiplication Techniques .....	4
3. Rooting of Cuttings and Rooting Media .....	15
4. Sanitation .....	17
5. Management of Cuttings .....	18
Selected References .....	20

This publication is an introduction to rapid multiplication techniques for potato seed production. Use it in conjunction with available slide sets and other publications which provide more specific details.

The authors thank Mr. Jorge Aguilar, Mr. Paulo Garcia and Mr. Moises Pereira for their invaluable technical assistance in

adapting the rapid multiplication techniques which has formed the basis for the development of this publication.

# Rapid Multiplication Techniques for Potatoes

## 1. INTRODUCTION

Traditional methods of vegetative potato tuber seed increase are based on a low multiplication ratio that varies from 1:3 to 1:15 (1 tuber yields 3 to 15 seed tubers). The ratio is influenced by variety, agronomic practices and manipulation of the physiological age of the seed tuber. At best, the potato seed multiplication ratio is low in comparison with other major food crops. This rate of increase is not sufficient to give the necessary short term increases in seed needed for new varieties or for established seed programs. Use of one or a combination of rapid multiplication methods can give increase ratios of 1:40 to 1: several thousand cuttings per year, each cutting producing five or more seed tubers.

The potato is multiplied vegetatively through tubers. The

---

By James E. Bryan, Senior Seed Production Specialist; Michael T. Jackson, Regional Research Scientist; and Nelson Meléndez G., Seed Production Assistant, International Potato Center (CIP).

tuber is an underground stem, much enlarged and modified as a food storage organ. Stolons are underground stems which become aerial if they reach the soil surface. Portions of the plant other than the whole tuber can be used to propagate the crop.

Rapid multiplication techniques are of special interest for two aspects of potato production:

1.1 Use in seed multiplication programs. Most rapid multiplication techniques are usually confined to the first generation of a seed multiplication program. Succeeding generations return to the traditionally low increase ratios. Rapid multiplication techniques are used to quickly increase amounts of basic seed needed to begin the multiplication program of new varieties. For established varieties, often only minimum amounts of healthy seed are available to multiply. Rapid multiplication techniques can revitalize seed multiplication programs and can become an integral part of the basic seed program.

1.2 Breeding of a new potato variety normally takes a mini-



mum of 10 years. Often sufficient seed tubers are lacking to conduct all the different necessary field trials. After a clone shows potential, rapid multiplication techniques quickly produce sufficient tubers for increase and may reduce the time needed to name a variety.

1.3 All rapid multiplication techniques are labor intensive and require special equipment and facilities, such as insect-proof plant houses. The facilities can be practical, simple and adapted to local conditions using local materials. Rapid multiplication may increase the cost of potato seed; this is offset by the increased amount of seed produced, a reduction in the number of multiplications and improved seed health.

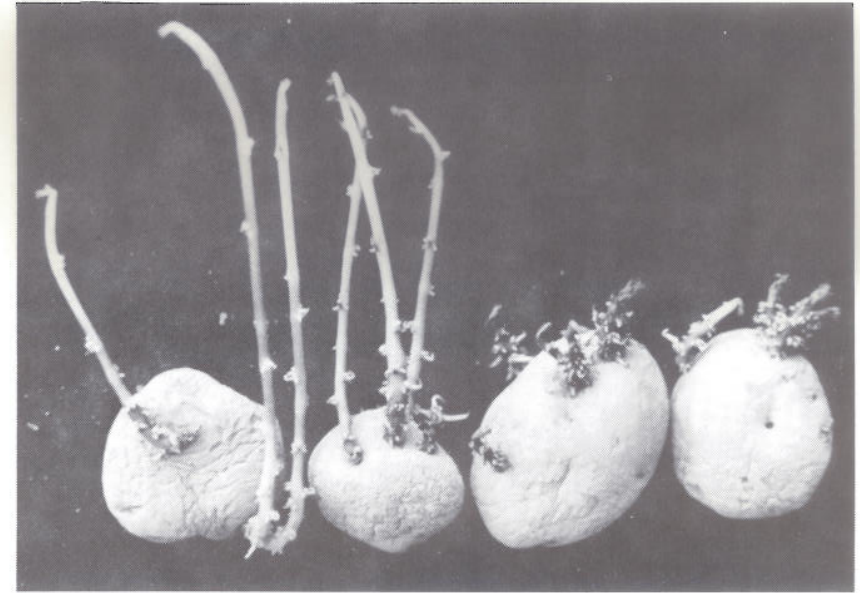
Figure 1. Sprouts are removed from the tubers and cut into pieces for rooting. Each piece must have one or more

## 2. RAPID MULTIPLICATION TECHNIQUES

Before beginning a large rapid multiplication program, it is essential to know which technique(s) is best suited to local conditions, including climate, varieties and available facilities. Increase ratios and other logistical details must be known.

The following techniques, described briefly, have general application. The procedure and materials described have given consistent results, and are illustrated schematically on the center spread. Other techniques for rapid multiplication are not discussed here. Procedures on rooting, transplanting and sanitation, common to all techniques, are covered in separate sections.

nodes. Actual size will depend upon the ability to handle and root the small cuttings.



Clonal identity may be maintained with the cuttings. If clonal identity is not desired, the cuttings can be grouped together provided they originated from similar mother plants. Do not mix cuttings from disease-free and contaminated mother plants. Source plants or tubers need not be pathogen free in order to use rapid multiplication techniques, but they must be free of those systemic diseases important to the local seed program.

### 2.1 Sprout Cuttings

Sprouts are removed from selected tubers. The sprout is then cut into pieces with one or more nodes on each (Fig. 1). These are rooted in fine sand (less than 1mm grain size) and can be transplanted directly to the field or to pots in the plant house.

Although easier to handle, long white sprouts yield less cuttings than short green sprouts. White sprout cuttings often do

Figure 2. Sprouts developed in darkness (left) and in indirect light (right). Note overall length and long internodal distance in sprouts developed in darkness as compared to the reduced internodal distance of those at right. Alternate tubers between light and dark to provide the internodal distance best suited for local use.

not root easily. Alternate the tuber for several days in the dark and several days in indirect light until the sprout has become green and the length and internodal distance favor easy cutting of the sprouts (Fig. 2). Two or three harvests of sprouts can be made from each tuber.

The number of sprout cuttings can be increased by stimulating the growth of lateral sprouts (Fig. 3). When the sprouts are about 2 to 3 cm long, remove the tip. Dip the sprouts into a solution of gibberellic acid (1 to 2 ppm). Control the length and internodal distance of the sprout as indicated above. The rate of increase depends upon the length

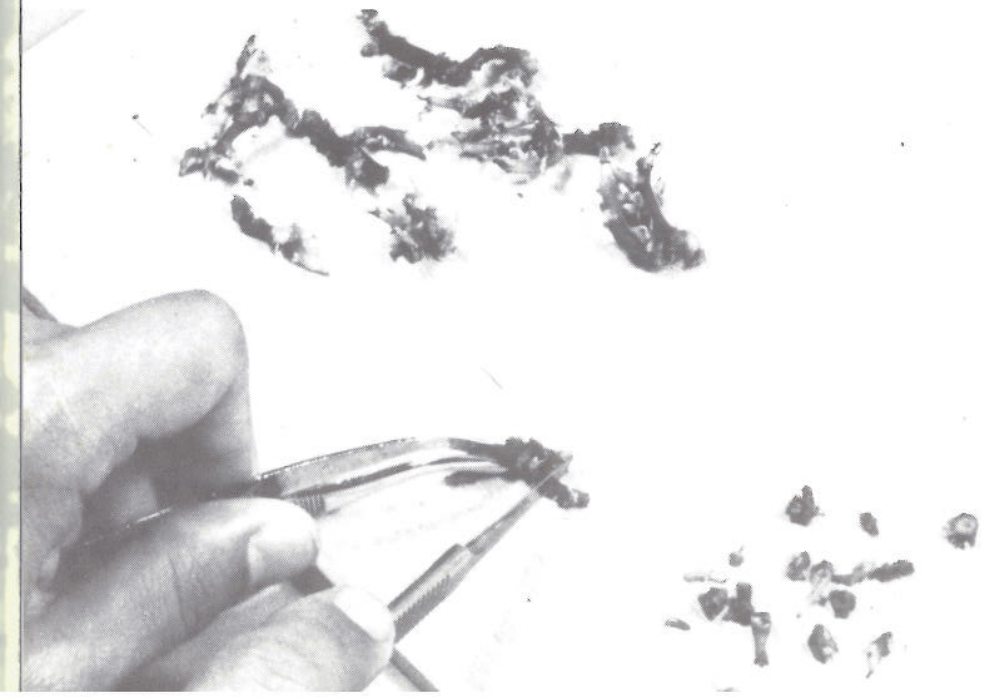






Figure 3. Produce the maximum number of sprout cuttings by removing sprout tips (left) and dipping the tuber into a 1 or 2 ppm solution of gibberellic acid. This stimulates growth



of lateral nodes thus providing an increase in number of potential cuttings (right).

of lateral sprout growth, the size of the original cutting and the ability to root the tiny cuttings. While larger pieces of sprouts are easier to handle they result in a reduction of the total number of cuttings. Elimination of non-systemic soil- and tuber-borne diseases and pests is not probable because of the close proximity of the cuttings to the tuber.

## 2.2 Single-Node Cuttings

Young vigorously-growing plantlets are used to produce single-node cuttings. Plantlets produced from sprout cuttings or from small tubers (less than 10 g weight) are ideal.

Stems are removed when plants are at the five-to-six-leaf stage,

leaving one large leaf at the base of the plant to provide regrowth from the axillary bud (Fig. 4). Two to 10 successive harvests can be made by leaving a new leaf at each harvest. Each stem is cut into pieces, each with a node and leaf (Fig. 5). Place each piece in fine sand (less than 1 mm). The axillary bud must be below the sand surface. Roots normally form and the axillary bud develops into an aerial shoot within 10 to 15 days (Fig. 6). These can be transplanted directly to the field or used as new mother plants for further increase. Non-systemic diseases and pests may be eliminated by this method if precautions are taken to avoid contamination. Each single-node cutting may

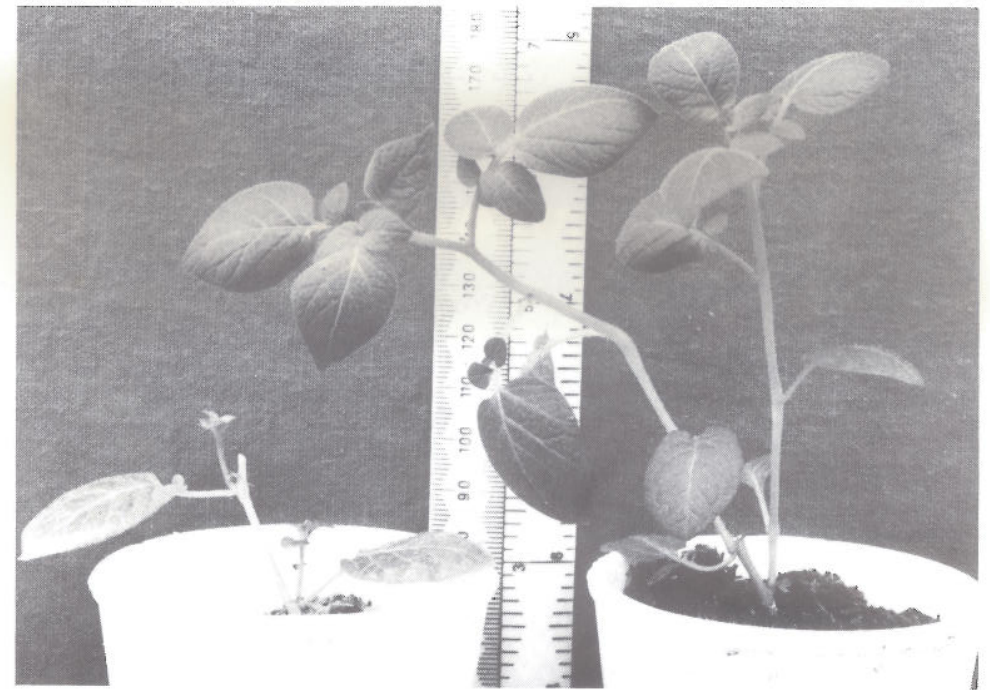


Figure 4. Young, vigorously growing mother plantlets used to produce single-node cuttings. The mother plantlet at right is ready for the second

harvest of single-node cuttings. The plantlet at left has been harvested twice with regrowth for the third harvest beginning to develop.

Figure 5. A stem as removed from the mother plantlet with six potential single-node cuttings (right). The stem at left shows five cut pieces, each with a leaf and axillary bud, ready for

rooting. The apical cutting should be planted with other apical pieces because they are ready for transplanting several days earlier than the lower cuttings.







Figure 6. Rapidly growing single-node cuttings, well rooted and ready for transplanting to the field. Roots and new stem growth are ideal size to transplant.



Figure 7. Tubers produced in the field from transplanted single-node cuttings. The size of tubers can be regulated by plant density.

### 2.3 Stem Cuttings

This technique is widely used in basic seed programs. Its major advantage is that non-systemic diseases and pests can be eliminated because the use of cuttings breaks contact with tuber and soil. However, contamination must be avoided. One tuber can produce 20 to 60 cuttings, each yielding  $\frac{1}{2}$  to 1 kg of tubers in the field.

Figure 7. Tubers produced in the field from transplanted single-node cuttings. The size of tubers can be regulated by plant density.

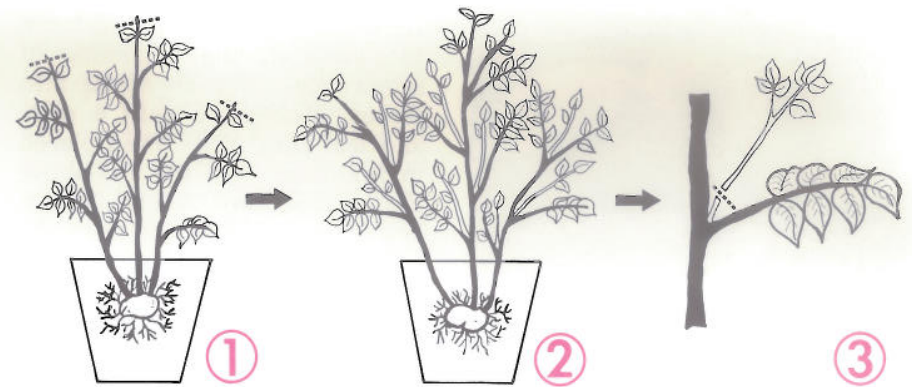


Figure 8. Three-step method of producing stem cuttings: (1) apical growing tips are removed from each stem; (2) cuttings then develop from the axillary buds at each leaf; (3) when cuttings that develop from the axillary buds reach a length of 10 to 15 cm, remove them for rooting.

the axillary buds at each leaf; (3) when cuttings that develop from the axillary buds reach a length of 10 to 15 cm, remove them for rooting.

When mother plants are 20 to 30 cm high remove the growing point of each stem to stimulate growth of lateral shoots from the axillary buds. These are the stem cuttings and are removed when 10 to 15 cm long (Fig. 8). They are rooted in moist, coarse sand (1 to 2 mm) at a distance of 5x5 cm between individual cuttings. They are placed in the sand to a maximum depth of 5 cm, ensuring that nodes are not covered by sand (Fig. 9). Rooting time depends upon local conditions, but generally takes about 15 days (Fig. 10). The rooted cuttings are transplanted in the plant house or to the field for seed production.

each mother plant (Fig. 12). Moderate temperatures and high nitrogen fertilization stimulate rapid production and growth of stem cuttings. Daylength greater than 15 hr promotes rapid vine and cutting growth as well as root development.

Tubers harvested from the mother plants should be planted to repeat the cycle. Transplanted cuttings can also be used as new mother plants.

Figure 9. Cuttings placed in coarse, moist rooting sand at 5 cm spacing between plants. Keep lower nodes above the sand surface during rooting.



Obtain the maximum number of stem cuttings by shallow planting of well-sprouted tubers (3 to 4 sprouts per tuber) to promote aerial growth of stolons (Fig. 11). Earth-up plants when stolons become aerial or when tuber formation is desired. The number of stem cuttings also depends on variety. Two to four harvests can often be made from



## 2.4 Leaf-bud Cuttings

Leaf-bud cuttings can be taken from any potato plant. Remove the vines at the beginning of senescence. Cut the stems into pieces, each piece with a node and leaf (Fig. 13). When placed in fine sand with the leaf above the surface, tiny tubers ("tuberlets") form in 4 to 6 weeks from the axillary bud (Fig. 14).

Grow mother plants under long daylengths (15 to 18 hr) to promote maximum vine growth. Fifteen days prior to vine removal, reduce daylength to 10 to 13 hr if possible, to promote tuberlet development.

When placed in fine sand for tuberlet production, the leaf-bud should be well below the sand surface. *Do not use rooting hormones.* The sand should be kept moist but not wet. Maintain the shortest daylength possible because this has a direct effect

Figure 11. The number of stem cuttings per plant can be increased by planting the mother tuber deep within the pot but covered with only a shallow layer of soil and delaying hilling until the stolons become aerial. The aerial stolons can also be harvested and rooted. To optimize tuber production, an earlier hilling is necessary but this reduces the potential number of stem cuttings.

on the number and size of tuberlets produced. Day neutral varieties are less affected. The tuberlets,  $\frac{1}{2}$  to 1 cm in diameter (Fig. 15), are harvested when all leaves are dead. Increase ratios depend on the number of stems harvested from the mother plant. An average of 100 to 120 tuberlets per plant is possible. When carefully planted in the field (Fig. 16), each tuberlet should yield up to  $\frac{1}{2}$  kg of normal tubers.

Because the smallest tuberlets dehydrate rapidly and often do not survive a treatment to break dormancy, they should be elim-

Figure 13. Select the proper leaf-bud cuttings carefully. The cutting (top, left) just beginning to mature is ideal for tuberlet production. Other cuttings illustrate potential problems: (bottom, left) too mature and will produce a tuberlet that is too small; (bottom, right) cutting and leaf are so small that if a tuberlet is produced it will be too tiny; and, (top, right) a cutting of correct

Figure 12. Second and subsequent harvests of stem cuttings yield more cuttings because two new cuttings may be produced at each node (as illustrated here). Additional plant growth and use of stolons also increases the number of cuttings. Cuttings should be removed near the stem but care must be taken not to damage lateral buds.

age and size but the axillary bud is already growing and no tuberlet will form. This is a typical problem of taking leaf-bud cuttings from mother plants that have been used to produce stem cuttings.

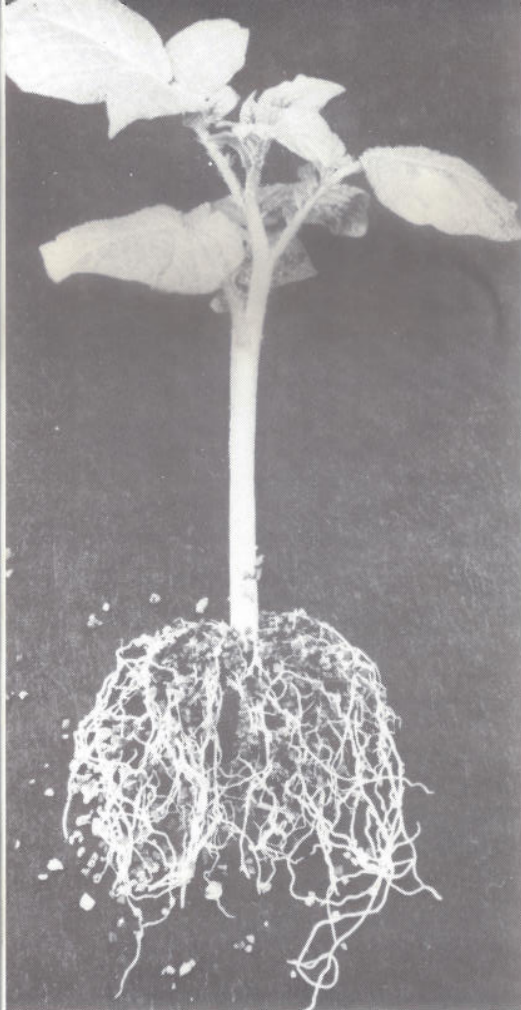
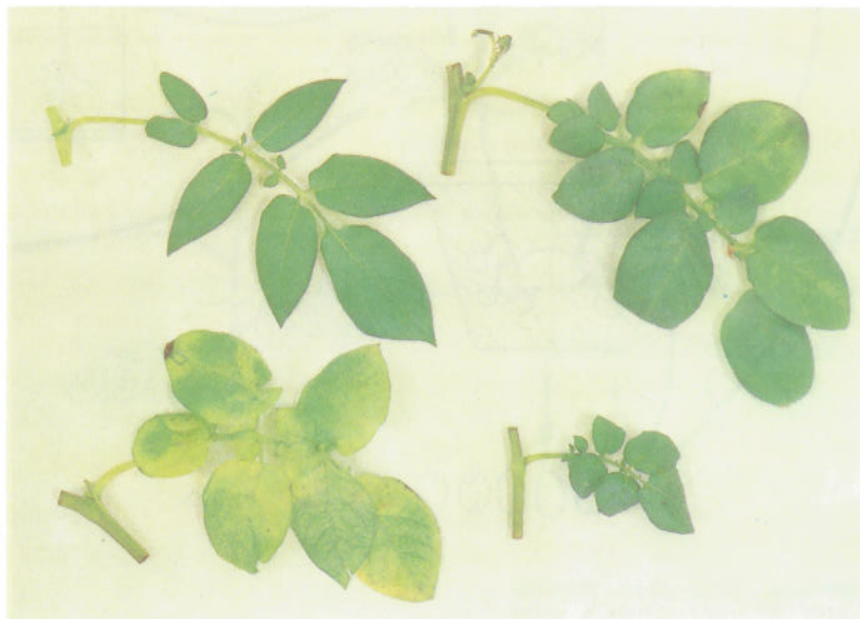
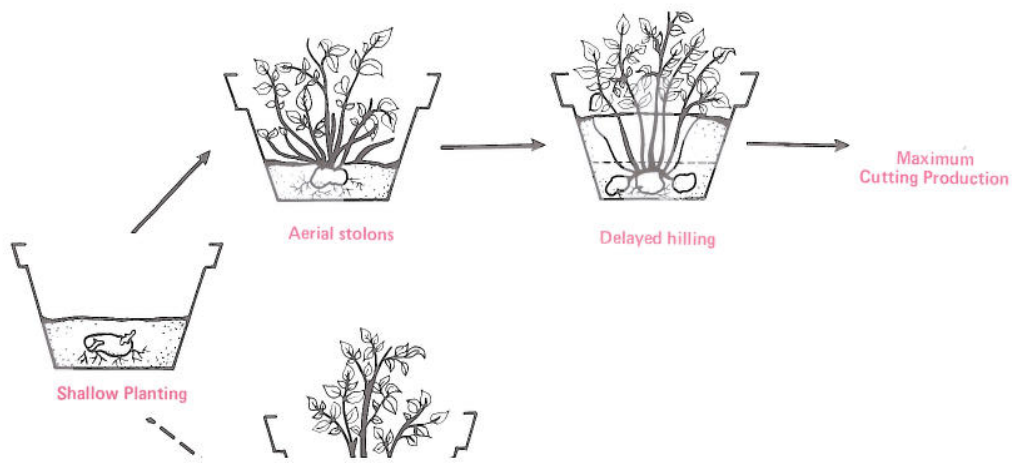
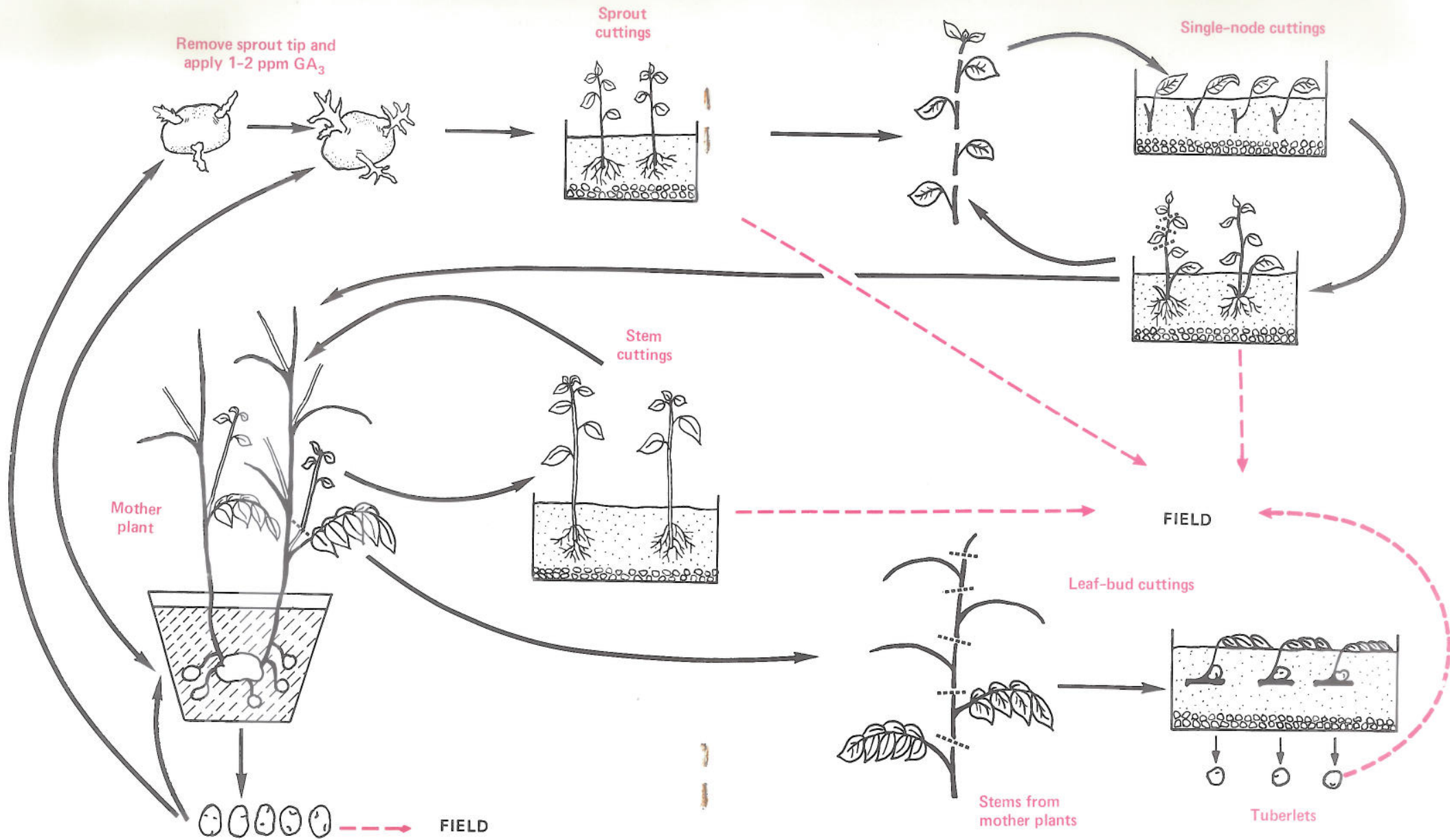


Figure 10. A vigorous, well rooted stem cutting -- about 13 cm long -- ready for transplanting to the field.





# AN INTEGRATED RAPID MULTIPLICATION SCHEME FOR POTATOES.



Diagrammatic flow chart showing possibilities of using different rapid



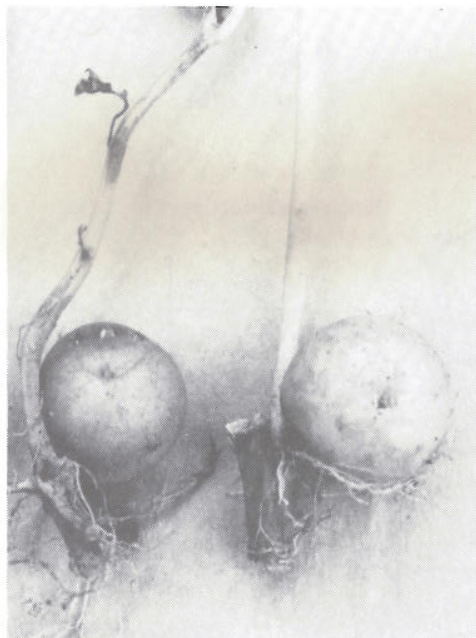


Figure 14. Tiny tuberlets (about 1.5 cm in diameter) forming from axillary buds of leaf-bud cuttings after one month below the sand surface.

inated. Dormancy is very difficult to break uniformly in tuberlets. If local conditions permit, a 4- to 6-month period in a cold store or a refrigerator at 4° C and high humidity is of more value than use of chemicals to break dormancy. Tubers harvested from the mother plants should be planted to produce new mother plants. This rapid multiplication technique should be utilized in combination with other similar methods. It has the same advantages as single-node cuttings and stem cuttings to eliminate non-systemic soil- and tuber-borne diseases and pests.

Figure 15. Typical tuberlets produced from leaf-bud cuttings shown here actual size. Those of less than 0.5 cm in size should be discarded. Each tuberlet produces one sprout.

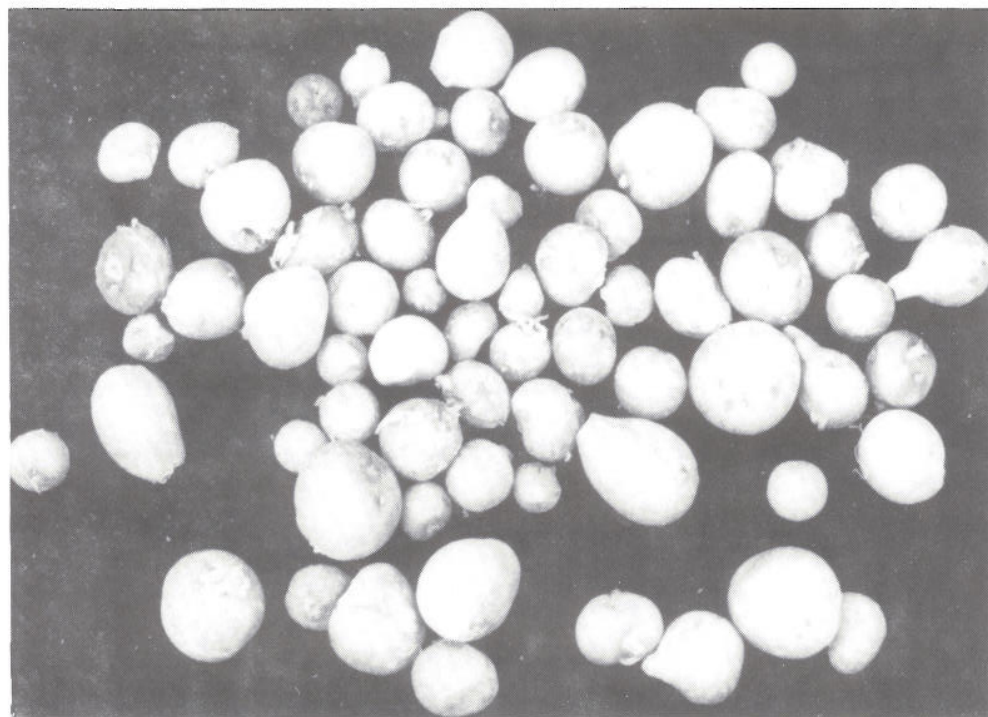


Figure 16. Plants grown from leaf-bud cutting tuberlets in Costa Rica that yielded about 500 g per plant.

### 3. ROOTING OF CUTTINGS AND ROOTING MEDIA

#### 3.1 Use of Rooting Hormones

Temperatures of 20° to 23° C are best for rooting cuttings in sand or other media. Stem elongation, essential for sprout and single-node cuttings, is fastest at 23° -26° C, and under good light quality. If the temperature of the rooting media is too low, it can be increased by using electric heating cables in the media below the zone of root formation.

Shading in plant houses is often beneficial. Young, rapidly-grow-

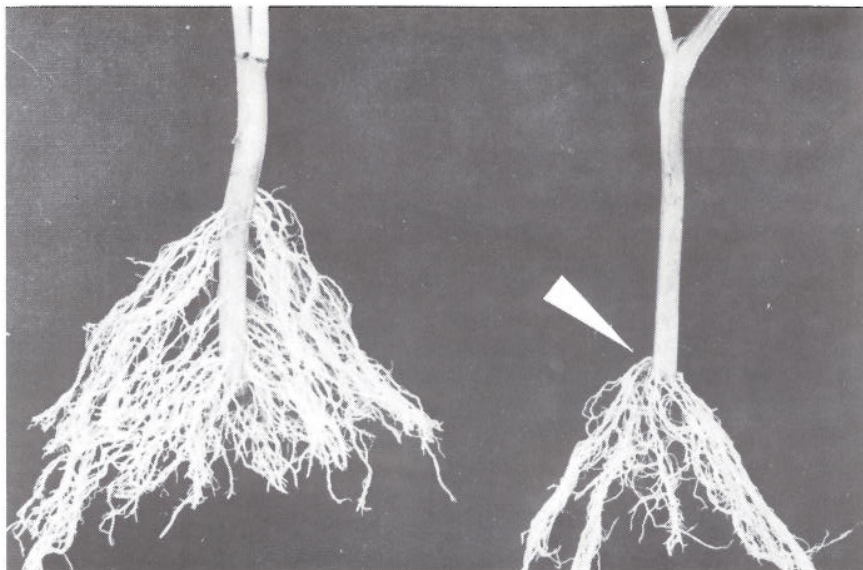
ing cuttings root best, but some varieties inherently root easier than others. Rooting hormones may be advantageous when rooting is slow or difficult. *Rooting hormones do not solve all rooting problems.* Commercial rooting hormone formulations are available as liquids or powders and give satisfactory results on most commercial varieties. Use only those marked "for soft wood." Follow manufacturers directions on label. Some commercial formulas have fungicides added. CIP uses the following formula for improving rooting over a wide genetic base of potato varieties, many of which are difficult to root. This formula yields 100 ml of stock solution:



Indol-3-butyric acid (IBA) . . . . . 100mg  
 Naphthalene acetic acid (NAA) . . . . . 50mg  
 Di-methyl sulfoxide (DMSO) or Tween 80 . . . 2ml  
 Boric acid . . . . . 17.5 mg  
 Ethanol 96% . . . . . 33ml  
 De-ionized water . . . . . 65ml

Dissolve the IBA in droplets of alcohol and diluted KOH (0.1N), and the NAA only in droplets of alcohol. Mix these with the alcohol-water solution and add the boric acid, then the DMSO or Tween 80. The pH should be adjusted to 5.5 with 1N potassium hydroxide (KOH) or 1N hydrochloric acid (HCl). Stock solutions should be kept refrigerated and a fresh diluted solution made up to treat each batch of cuttings within one day (dilution 1 part stock to 5 parts distilled water v/v).

When rooting conditions are correct, hormones often shorten rooting time, thus allowing greater flexibility and management of plant house operations (Fig. 17).



### 3.2 Problems of Rooting

Sometimes cuttings do not root successfully even with rooting hormones:

**3.2.1** To produce vigorous single-node cuttings and stem cuttings, the mother plants should also be growing vigorously. When mother plants begin to senesce, rooting of cuttings is difficult.

**3.2.2** Stolons or tubers formed on single-node or stem cuttings often indicate advanced physiological age of the mother plants (Fig. 18). Take cuttings from physiologically young mother plants or hold the mother plants under longer daylength.

**Figure 17.** Two stem cuttings, one treated (left) and the other not treated with rooting hormone. Without the hormone, roots only form at the base of the cutting (arrow). If some roots are broken or damaged during lifting or transplanting of the cutting at right, results would be more serious than similar damage to the many-rooted, hormone-treated cutting.



**Figure 18.** The single-node cutting, well rooted and showing early stem growth (left) is the objective of good rapid multiplication techniques.

Other plantlets illustrated here show problems associated with physiologically old mother plants or daylengths that are too short for this cultivar.

**3.2.3** Lack of rooting in stem cuttings is often due to insufficient contact between the sand and cutting. An axillary bud covered by sand often leads to stolon and/or tuber formation especially in cuttings taken from physiologically old mother plants. Allow 5 cm distance above the cut-end of the stem cutting and the first node.

**3.2.4** Application of systemic fungicides to the plant or cutting, such as benomyl (1000 ppm a.i.), may reduce losses due to *Rhizoctonia solani*. Non-systemic carbamates (500 ppm a.i.) may reduce losses caused by *Pythium* sp. when applied to the rooting media or soil. If rooting hormones are used, allow at least 2 hours to permit the hormone to penetrate tissue before applying fungicides or watering the cuttings. Proper disinfestation of rooting media, soil and containers, as well as control of the quantity of water for irrigation will help reduce problems caused by the above organisms.

### 3.3 Rooting Media

Good rooting conditions are provided by media which give sufficient aeration and adequate, but not excessive, moisture retention. Sharp sand has these characteristics. Suitable sand size has been indicated in earlier sections. Other media, such as peat moss, sphagnum moss, perlite, rice hulls, river sand and soil have been used, but in general they have excessive moisture retention and give low rooting success. Foggers and mist chambers should be avoided if possible, as they may cause high losses due to damping-off (3.2.4). If the proper media and drainage are used and shading provided, rooting will often take place without foggers.

### 4. SANITATION

Techniques explained in this publication are applicable to all classes of seed potatoes. However, it is essential to prevent the transmission of systemic diseases, such as those caused by viruses



and bacteria, from contaminated to healthy plants. Tuber- and soil-borne non-systemic diseases and nematodes can be eliminated by the use of aerial portions of plants. Nevertheless, systemic pathogens such as viruses can be disseminated rapidly throughout basic seed stocks unless suitable phytosanitary precautions are taken. All rapid multiplication techniques entail the cutting of different parts of the plant. Consequently, equipment and hands should be disinfested between work on different tubers or plants. Handle the plants and tubers as little as possible. **Remember:** cuttings transplanted to infested soil are exposed to re-infection.

Each class of disease is best controlled by certain chemicals and methods, or combination thereof. All are for use on hands and/or equipment.

#### 4.1 Contact Viruses

<u>Disinfestant</u>	<u>Value</u>
Tap water . . . . .	None
Alcohol 45% . . . . .	None
Alcohol 95% . . . . .	Poor
Soapy water (high pH) . . . . .	Good
Quaternary ammonia 10% (pH 9.5) . . . . .	Good
Saturated trisodium phosphate (pH 12.1) . . . . .	Good
Saturated sodium carbonate (pH 11.2) . . . . .	Good
Calcium hydroxide (pH 12.5) . . . . .	Good

#### 4.2 Viroids

Calcium hypochlorite,  $\text{Ca}(\text{OCl})_2$ , 10% solution.

#### 4.3 Bacteria

- Copper sulphate, saturated solution (very corrosive on metal).
- Sodium hypochlorite (Clorox) dilute 1:10 = 0.5% solution (very corrosive on metal).
- Lysol, 50% solution in soap.
- Formaldehyde, 40% solution (dangerous, do not breathe fumes).
- Quaternary ammonia, 5% solution.
- Alcohol dip and flaming.

#### 4.4 Fungi

- Alcohol dip and flaming.
- Alcohol dip (70%).
- Sodium hypochlorite (Clorox), dilute 1:10 = 0.5% solution (very corrosive on metal).

A good combination for equipment disinfestation for rapid multiplication work is the alcohol dip plus flaming, followed by washing in soapy water, then dipping in calcium hypochlorite. For disinfestation of hands, use the latter two solutions.

#### 4.5 Virus Testing

Test mother plants for freedom from those viruses considered important locally. Use standard tests such as indicator plants and antisera. Plants need not be disease-free, but only free of those systemic pathogens which should not be spread during rapid multiplication of the seed.

### 5. MANAGEMENT OF CUTTINGS

Once roots have been formed, transplant cuttings to pots in the plant house or directly to the field. Transplanting rooted cuttings is a critical step, as such plants have no reserve to provide support until the roots are able to absorb water and nutrients. Avoid excessive root and top-growth at transplanting. Stolons

are formed by the underground growth of axillary buds. To optimize yield from cuttings, cover a minimum of two nodes with soil upon transplanting to promote root and stolon growth; cover other nodes with an early hilling.

#### 5.1 In the Plant House

For most efficient use of space in the plant house, three to four cuttings can be transplanted to one 20x20 cm pot (see cautionary note Section 2 "Rapid Multiplication Techniques").

Foliar fertilizer applications may be beneficial to promote early vigorous growth of the transplanted cuttings. If used, apply 3 days before and again 1 to 2 weeks after transplanting.

#### 5.2 In the Field

Manage transplanted cuttings in the field much the same as for any sexually-propagated crop, such as tomatoes and peppers, in which seedlings are transplanted. Factors to consider:

**5.2.1 Soil Preparation.** The soil should be well prepared with no clods. It should be moist but not saturated and crusting prevented. Roots must have good contact with moist soil. Avoid excessive pressure when transplanting. Cover moist roots with moist soil and afterwards ensure root-soil contact by watering.

**5.2.2 Water.** Water the cuttings immediately after transplanting. Never permit the soil to dry out. Avoid over-irrigation as it inhibits root formation and causes soil crusting.

**5.2.3 Fertilizer.** Fertilizer placement is critical. Place it near the roots so it can be utilized early. Avoid root contact with dry fertilizer during transplanting. An application of foliar fertilizer 3 days prior to transplanting is advantageous. Water-soluble fertilizers with a high phosphorus content, such as 10-52-10 or 10-50-17, in the first watering will promote rapid development of the root system.

**5.2.4 Spacing.** Use uniform and fairly close spacing between plants to increase stem density as each cutting has only one stem. An early hilling covers nodes in order to produce additional stolons, thus increasing yields. Actual spacing depends on tuber size desired.

**5.2.5 Pesticides.** Control of insect pests at this early stage is important. Protect virus-free cuttings by the use of granular systemic insecticides at transplanting to prevent the build-up of aphids in the field. Contact insecticides or baits applied at planting will help control soil insects such as cutworms. Soil fungicides, such as benomyl or carbamates, will help control pathogens such as *Rhizoctonia solani* and *Pythium* sp. Follow label directions for use or consult with local authorities on all pesticides.

**5.2.6 Tuberlets from Leaf-bud Cuttings.** Because of their small size, take special care when planting tuberlets from leaf-bud cuttings. Follow procedures for transplanting rooted cuttings. Do not plant the tiny tubers deep.



### SELECTED REFERENCES

- BUCK, R. W. and R. V. AKELEY. 1966. How to obtain the most plants from one potato tuber. *Am. Potato J.* 43: 128-130.
- COLE, E. F. and N. S. WRIGHT. 1967. Propagation of potato by stem cuttings. *Am. Potato J.* 44: 301-304.
- EWING, E. E. 1978. Critical photo periods for tuberization: A screening technique with potato cuttings. *Am. Potato J.* 55: 43-53.
- EWING, E. E. and P. F. WAREING. 1978. Shoot, stolon and tuber formation on potato (*Solanum tuberosum* L.) cuttings in response to photoperiod. *Plant Physiol.* 61: 348-353.
- FRANCO, JAVIER. 1974. Ensayos preliminares de enraizamiento de hojas y foliolos de papa. *Investigaciones Agropecuarias IV*, No. 1-2: 56-61. English summary. (Single-node cuttings).
- GOODWIN, P. B. 1980. Rapid propagation of potato by single node cuttings. Mimeographed. 25 pp.
- GOODWIN, P. B., Y. C. KIM and T. ADISAWANTO. 1980. Propagation of potato by shoot-tip culture. 1. Shoot multiplication. *Potato Research* 23: 9-18.
- GOODWIN, P. B., Y. C. KIM and T. ADISAWANTO. 1980. Propagation of potato by shoot-tip culture. 2. Rooting of proliferated shoots. *Potato Research* 23: 19-24.
- HAMANN, U. 1974. (The intensive propagation of potatoes in the first stage of a seed program). *Ziemniak* pp 107-126. In German. (Sprout cuttings).
- LAUER, F. I. 1977. Tubers from leaf-bud cuttings: a tool for potato seed certification and breeding programs. *Am. Potato J.* 54: 457-464.
- NIRULA, K. K. and PUSHKARNATH. 1966. A technique for screening tuber-bearing Solanums for resistance to the root-knot nematode. *Euphytica* 15: 348-352. (Single-node cuttings).
- SENKA, S. K. 1964. Leaf culture as a tool in potato breeding. *Indian Potato J.* 6:57-58.
- SHURTLEFF, M. C. et al. 1969. Soil disinfection methods and materials. *Univ. of Illinois Ext. Cir.* 893 revised. 24 pp.



This publication was processed and printed  
by the Training and Communications Department  
International Potato Center, Lima, Peru, May 1981.

Copies printed: 2,500

IX-RR-E-12-0-2500



# Técnicas de multiplicación rápida de papa



Portada.

Esquejes de tallo juvenil recolectados  
de plantas madres con crecimiento  
vigoroso.



CENTRO INTERNACIONAL DE LA PAPA (CIP)



## Contenido

1. Introducción .....	1
2. Técnicas de multiplicación rápida .....	3
3. Enraizamiento de esquejes y medios para hacerlo .....	14
4. Saneamiento .....	17
5. Manejo de los esquejes .....	18
6. Referencias escogidas .....	20

Esta publicación es una introducción a las técnicas de multiplicación rápida para la producción de semilla de papa. Los autores recomiendan que este texto se use en forma conjunta con series de diapositivas y otras publicaciones que dan detalles más específicos sobre cada aspecto.

Los autores expresan sus agradecimientos a los señores Jorge Aguilar, Paulo García y Moisés Pereira por su invaluable cooperación para adaptar las

técnicas de multiplicación rápida que constituyen la base para el desarrollo de esta publicación.

# Técnicas de multiplicación rápida de papa

## 1. INTRODUCCION

Los métodos tradicionales para incrementar vegetativamente el tubérculo-semilla permiten una tasa de multiplicación muy baja, que varía de 1:3 a 1:15, lo cual significa que un tubérculo produce entre 3 y 15 tubérculos-semillas. La tasa está condicionada por la variedad de papa, las prácticas agronómicas y la manipulación de la edad fisiológica del tubérculo-semilla. En el mejor de los casos, la tasa de multiplicación de la semilla de papa es baja cuando se la compara con la de otros cultivos alimentarios importantes.

Esta tasa de multiplicación no es suficiente para lograr los aumentos de semilla que se necesitan a corto plazo para nuevas variedades y programas establecidos.

El empleo de uno de los métodos de multiplicación rápida, o

de una combinación de ellos, puede incrementar las tasas de uno a cuarenta hasta uno a varios miles de esquejes por año. Cada esqueje puede producir cinco o más tubérculos-semillas.

La papa se multiplica vegetativamente por medio de tubérculos. El tubérculo es un tallo subterráneo, alargado y modificado para convertirse en órgano de almacenamiento de alimentos. Los estolones también son tallos subterráneos que pueden volverse aéreos si alcanzan la superficie del suelo. Para la propagación de la papa también se pueden emplear otras partes de la planta distintas del tubérculo entero.

Las técnicas de multiplicación rápida son importantes por tres razones de producción de la papa:

**1.1 Uso en un programa de multiplicación de semilla.** Muchas de las técnicas de multiplicación rápida generalmente están circunscritas a la primera generación en un programa de multiplicación de semilla. Las generaciones exitosas regresan a tener las tasas de multiplicación tradicionalmente bajas.

Las técnicas de multiplicación rápida se usan para incrementar

Por

James E. Bryan, Especialista en Producción de Semilla, CIP

Michael T. Jackson, Científico de Investigación Regional, CIP

Nelson Meléndez, Asistente de Producción de Semillas, CIP.



con prontitud las cantidades de semilla básica necesarias para iniciar el programa de multiplicación de las nuevas variedades. A menudo sólo hay una cantidad reducida de semilla sana y vigorosa de variedades establecidas que se requiere multiplicar. El empleo de técnicas de multiplicación rápida puede revitalizar los programas de multiplicación de semilla y convertirse en una parte integral del programa de semilla básica.

**1.2 Reducción de tiempo en ensayos.** La obtención de una nueva variedad de papa normalmente toma como mínimo 10 años. Con frecuencia no se dispone de suficientes tubérculossemillas para llevar a cabo todos los ensayos de campo. Cuando se identifica un clon promisorio se pueden usar las técnicas de multiplica-

ción rápida para producir un número mayor de tubérculos en un tiempo relativamente corto, con lo cual se reduce el tiempo necesario para obtener una variedad.

**1.3 Reducción de costos.** Todas las técnicas de multiplicación rápida exigen mucha mano de obra, y equipos e instalaciones especiales, por ejemplo, locales (invernaderos) a prueba de insectos. Sin embargo, las instalaciones pueden ser prácticas, sencillas, adaptadas a las condiciones locales y realizables con materiales locales. Aunque las técnicas de multiplicación rápida pueden incrementar el costo de la semilla de papa, este efecto es contrarrestado por una mayor cantidad de semilla producida, una reducción en el número de multiplicaciones, y un aumento en el vigor de la semilla.

nudos, y su tamaño depende de la habilidad de la persona para manejar y sembrar los pequeños pedazos.



## 2. TECNICAS DE MULTIPLICACION RAPIDA

Antes de iniciar un programa grande de multiplicación rápida es esencial que se determine cuáles son las mejores técnicas para satisfacer las condiciones locales, incluyendo el clima, las variedades de papa y las instalaciones disponibles, así como las tasas de multiplicación que se espera obtener y otros detalles de logística.

A continuación se da una breve descripción de técnicas que tienen aplicación general. El procedimiento y los materiales han dado resultados consistentes, y se presentan en las dos páginas centrales de esta publicación. Existen otras técnicas de multiplicación rápida pero no serán discutidas en este documento. Los procedimientos de enraizado, trasplante y cuidados sanitarios, que son comunes para las cuatro técnicas, se discuten en secciones separadas.

La identidad clonal se puede mantener mediante los esquejes.

**Figura 2.** Brotes desarrollados en la oscuridad (izquierda) y con luz indirecta (derecha). Nótese la longitud total y las distancias internodales (entre los nudos) de los brotes de la izquierda, comparadas con las de brotes que están a la derecha. Los tubérculos se colocan sucesivamente en luz y en oscuridad, para obtener la mejor distancia entre nudos según las condiciones locales.

Si no se desea la identidad clonal, se puede agrupar todos los esquejes provenientes de plantas similares. Evítese siempre mezclar los esquejes de plantas sanas con los de plantas contaminadas. El material parental (plantas o tubérculos) no necesariamente debe estar libre de patógenos para emplearlo en multiplicación rápida, pero sí debe estar libre de aquellas enfermedades sistémicas importantes para el programa local de semilla.

### 2.1 Esquejes de Brote.

Se remueven los brotes de los tubérculos seleccionados y se cortan en pedazos que contengan uno o más nudos (Figura 1). Los







Figura 3. Para obtener el máximo número de esquejes de brote se corta el ápice de cada brote (izquierda) y se sumergen los brotes en una solución de 1 a 2 ppm de ácido giberélico. Así se estimula el crecimiento de nudos late-

esquejes se hacen enraizar en arena fina (granos de tamaño menor de 1 mm), y pueden ser trasplantados al campo o a macetas en el invernadero.

Aunque los brotes largos y blancos son más fáciles de manejar, producen menos esquejes que los brotes cortos y verdes. Además, los esquejes de brotes blancos a menudo no enraizan con prontitud. La producción óptima de esquejes tiene lugar cuando el tubérculo se expone alternativamente varios días a la oscuridad y varios días a la luz difusa, hasta que el brote se torne verde y tanto su longitud como la distancia entre los nudos faciliten el corte de los brotes (Figura 2). De cada tubérculo se pueden hacer dos o tres cosechas de brotes.



rales, lo cual propicia un aumento del número de esquejes potenciales (derecha).

El número de esquejes de brote se puede incrementar por estimulación del crecimiento de brotes laterales (Figura 3). Para ello, cuando los brotes tienen 2 a 3 cm de longitud, se corta el ápice, se sumergen los brotes en una solución de ácido giberélico (1 a 2 ppm) y se controla la longitud y la distancia internodal como se explicó antes. La tasa de multiplicación depende de la longitud del brote lateral, del tamaño del corte y de la habilidad de los operarios para hacer enraizar los pequeños esquejes. Aunque los trozos grandes de brotes son más fáciles de manipular, con ellos se reduce el número total de esquejes obtenidos. La eliminación de enfermedades y pestes no sistémicas originadas en el suelo y en el tubérculo no



Figura 4. Plántulas jóvenes de crecimiento vigoroso, utilizadas para producir esquejes de tallo juvenil. La planta madre (derecha) está lista para la segunda recolección de esquejes de

tallo juvenil. La planta que se ve a la izquierda ha dado ya dos recolecciones y está creciendo de nuevo para una tercera recolección.

Figura 5. Un tallo cortado de una planta madre. Potencialmente tiene seis esquejes de tallo juvenil (derecha). El tallo de la izquierda muestra cinco esquejes ya cortados, cada uno con su hoja y yema axilar, listos para el enrai-

zamiento. El esqueje con la yema apical se debe sembrar junto con otros esquejes de yema apical, pues éstos estarán listos para el trasplante varios días antes que los esquejes con yema axilar.







Figura 6. Esquejes de tallo juvenil, que crecen con rapidez y están listos para trasplantar al campo. Las raíces y el crecimiento del nuevo tallo están en el punto ideal para el trasplante.

tiene probabilidades de éxito debido a la cercanía entre el corte y el tubérculo.

## 2.2 Esquejes de tallo juvenil.

Para la producción de esquejes de tallo juvenil se usan plántulas juveniles que estén creciendo vigorosamente. Son ideales las plántulas que se originan en esquejes de brote o en tubérculos pequeños (de menos de 10 g).

Cuando las plantas tienen 5 a 6 hojas se remueven los tallos de cada planta, dejando una hoja grande en la base de la planta, para propiciar el brotamiento de la yema axilar (Figura 4). Se pueden hacer entre 2 y 10 cosechas sucesivas de tallos, dejando una nueva hoja en cada cosecha. Cada tallo se corta en tantas partes cuantos nudos tenga, de-

Figura 7. Tubérculos producidos en el campo a partir de esquejes de tallo juvenil. El tamaño de los tubérculos se puede regular manipulando la

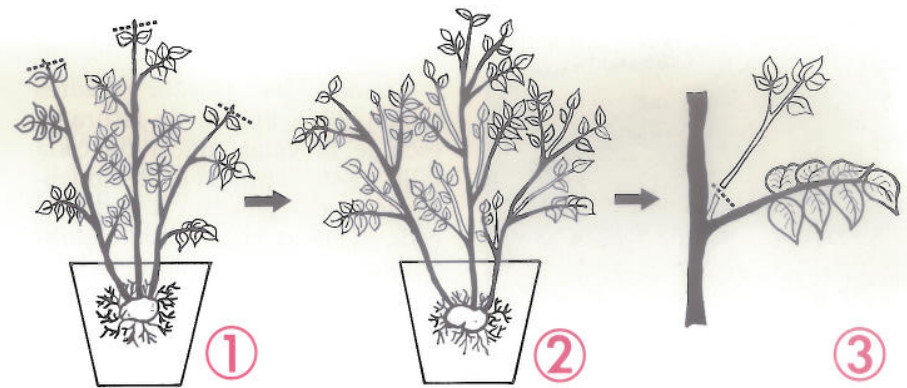


Figura 8. Tres pasos para obtener esquejes de tallo lateral. (1) Remoción de la yema apical de cada tallo; (2) La yema axilar de cada hoja se desarrolla

como un tallo lateral. (3) Cuando estos tallos laterales tienen 10 a 15 cm de largo se cortan, y se ponen a enraizar.

jando intacta la hoja que va con cada nudo (Figura 5). Estos esquejes se siembran en arena fina (menor de 1 mm), asegurándose que la yema axilar quede debajo de la superficie de la arena. En 10 a 15 días los esquejes enraizan normalmente y la yema axilar se desarrolla para convertirse en un brote aéreo (Figura 6). Los esquejes así brotados pueden ser trasplantados directamente al campo o usados como plantas madres para incrementar la tasa de multiplicación. Por este método se pueden eliminar las enfermedades y pestes no sistémicas, si se toman las precauciones necesarias para evitar la contaminación.

Cada esqueje de tallo juvenil, trasplantado al campo, puede producir hasta 500 g (Figura 7) de tubérculos normales. La tasa de multiplicación depende del número de cosechas obtenidas de

Figura 9. Los esquejes se colocan en arena gruesa, húmeda, a 5 cm de distancia unos de otros. Es necesario que, durante el enraizamiento, los nudos inferiores del esqueje se mantengan por encima de la superficie de la arena.

cada planta madre y puede ser de varios millares cuando este método se combina con el de esquejes de brote.

## 2.3 Esquejes de tallo lateral.

Esta técnica es ampliamente usada en programas de semilla básica. Su mayor ventaja es que permite eliminar enfermedades y pestes no sistémicas, pues el uso de estos esquejes elimina el contacto con el tubérculo y con el suelo. Sin embargo, se debe tener cuidado para evitar contaminaciones. Un tubérculo puede producir entre 20 y 60 esquejes, cada uno de los cuales puede





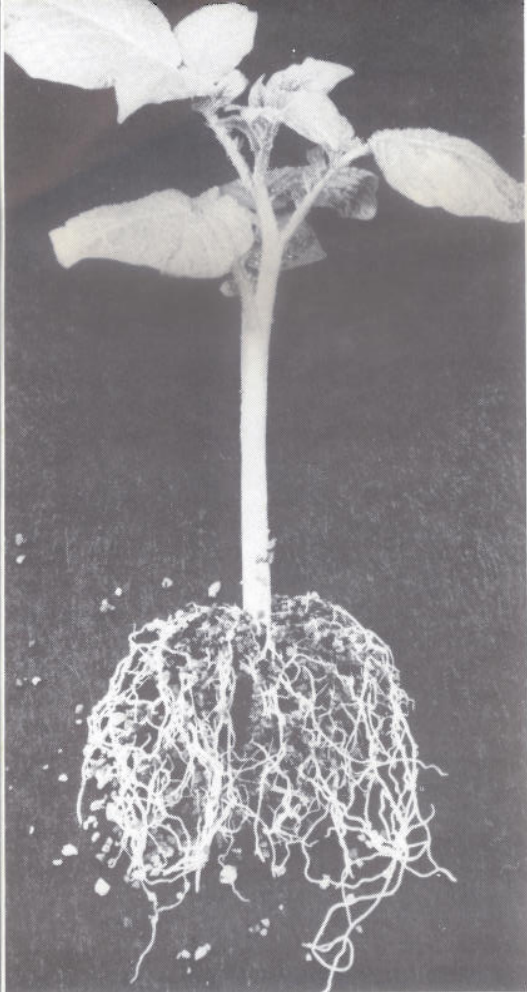
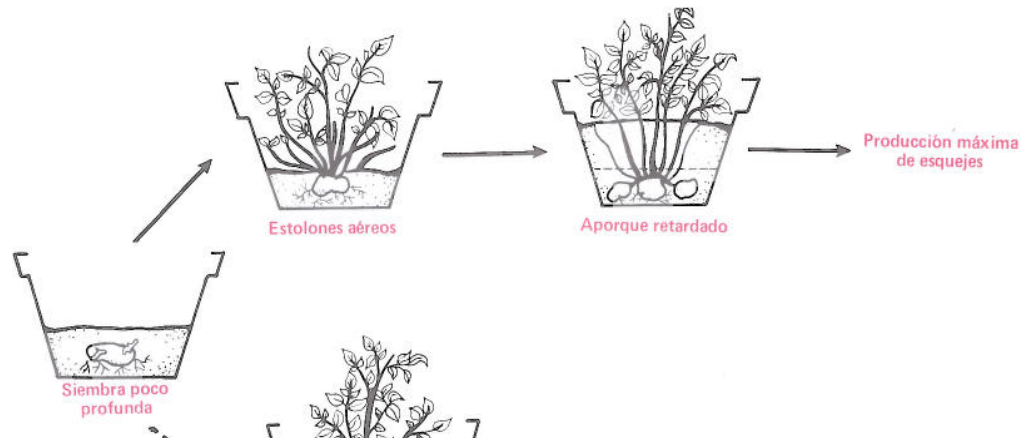


Figura 10. Este esqueje de tallo lateral, vigoroso, bien enraizado, y de unos 13 cm de longitud, está listo para trasplantarlo al campo.

producir en el campo de 0,5 a 1 kg de tubérculos.

Cuando las plantas madres tienen 20 a 30 cm de altura se escinde la yema apical de cada tallo. Esto estimula el crecimiento de ramas laterales a partir de cada yema axilar, las cuales constituyen los esquejes de tallo lateral que se cortan cuando tienen de 10 a 15 cm de longitud (Figura 8). Se hacen enraizar en arena gruesa (1 a 2 mm), húmeda, sembrándolos a una distancia de 5 por 5 cm entre esquejes. Se entierran en la arena hasta unos 5 cm de profundidad, asegurándose que los nudos no estén cubiertos por arena (Figura 9). El tiempo para el enraizamiento depende de las condiciones locales, pero generalmente toma unos 15 días (Figura 10). Los esquejes de tallo lateral enraizados se tras-

Figura 11. Se puede aumentar el número de esquejes de tallo lateral que produzca una planta si se siembra el tubérculo cerca del fondo de la maceta, se cubre con una capa delgada de suelo, y se pospone el aporque hasta que los estolones afloren. Estos estolones que salen al aire también pueden ser cosechados y enraizados. Para lograr una óptima producción de tubérculos se necesita un aporque anticipado, pero ello reduce el número potencial de esquejes de tallo lateral.



plantan en el invernadero o se siembran en el campo para la producción de semilla.

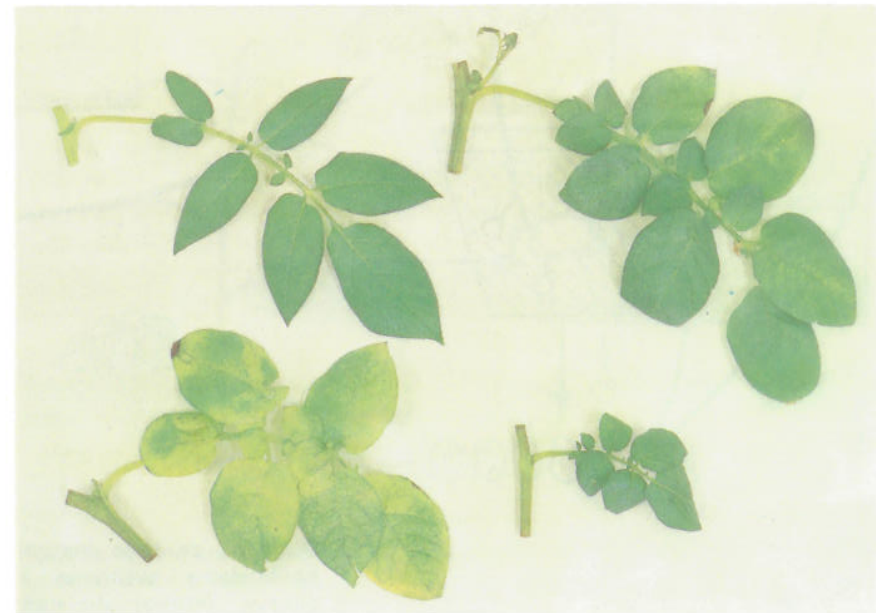
Para obtener el máximo número de esquejes de tallo lateral, se toman tubérculos bien brotados (3 a 4 brotes por tubérculo) y se siembran superficialmente para promover el crecimiento aéreo de los estolones (Figura 11). Las plantas son aporcadas cuando los estolones salen a la superficie o cuando se desea que se formen tubérculos. El número de esquejes de tallo lateral fluctúa también según la variedad. En algu-

Figura 13. Selección cuidadosa de los esquejes de tallo adulto más apropiados. El esqueje de la izquierda (parte superior) está empezando a madurar y es ideal para producción de tuberculillos. Los otros esquejes ilustran problemas potenciales. A la izquierda (parte inferior) se ve uno demasiado maduro que producirá un tuberculillo muy pequeño. A la derecha (parte inferior) el esqueje y las hojas son muy pequeños, de modo que si se obtiene un tuberculillo será muy pequeño. A la derecha (parte superior) se ve un esqueje de tamaño y



Figura 12. La segunda recolección y las siguientes producen más esquejes de tallo lateral porque de cada nudo se pueden obtener dos nuevos esquejes (ver ilustración). El crecimiento adicional de la planta y el uso de estolones, también aumentan el número de esquejes. Estos se deben remover con un corte cercano al tallo, evitando dañar las yemas laterales.

edad apropiados, pero la yema axilar ya está creciendo y no se formará el tuberculillo. Este último problema es típico cuando se cortan esquejes de tallo adulto de plantas madres que han sido utilizadas para obtener esquejes de tallo lateral.





## UN ESQUEMA INTEGRAL DE LA MULTIPLICACION RAPIDA EN PAPA

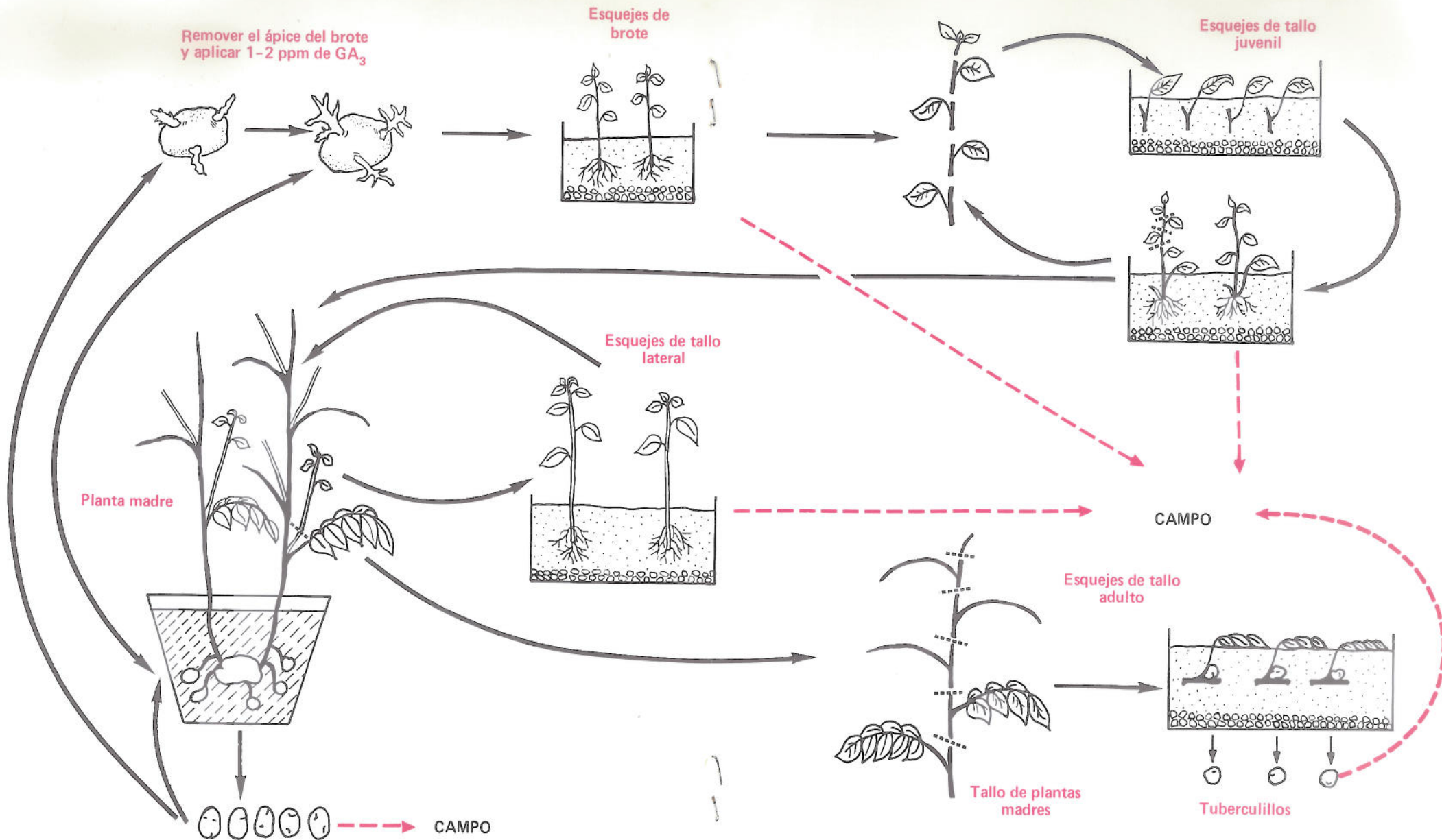


Diagrama de flujo que muestra las posibilidades existentes al utilizar diversas técnicas de multiplicación

rápida, sea que se emplee una técnica en forma independiente o varias de ellas en combinación.



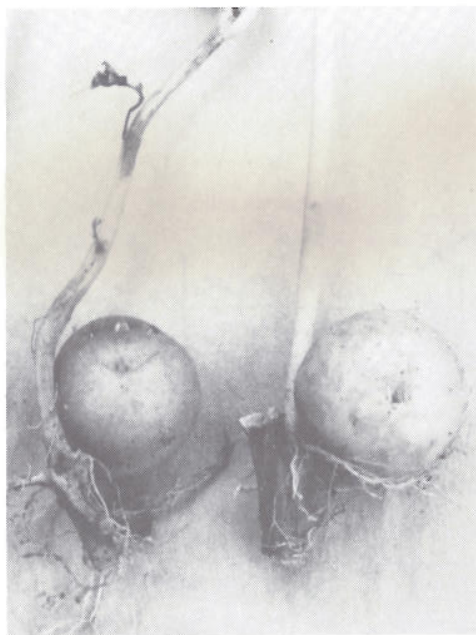


Figura 14. Tuberculillos (de cerca de 1,5 cm de diámetro) que se están formando de las yemas axilares de esquejes de tallo adulto después de un mes de enraizamiento debajo de la superficie de la arena.

nas regiones se pueden hacer 2 a 4 cosechas de cada planta madre (Figura 12). Las temperaturas moderadas y la fertilización abundante con nitrógeno estimulan la producción y el crecimiento rápidos de los esquejes de tallo lateral. Días con más de 15 horas de luz aceleran el crecimiento de las ramas y de los esquejes, así como el desarrollo de las raíces.

Los tubérculos cosechados de las plantas madres pueden ser utilizados para reiniciar el ciclo.

Los esquejes trasplantados también pueden ser utilizados como plantas madres.

Figura 15. Tuberculillos típicos, mostrados en su tamaño natural, desarrollados de esquejes de tallo adulto. Aquellos de menos de 0,5 cm de diámetro deben ser descartados. Cada tuberculillo produce un brote.

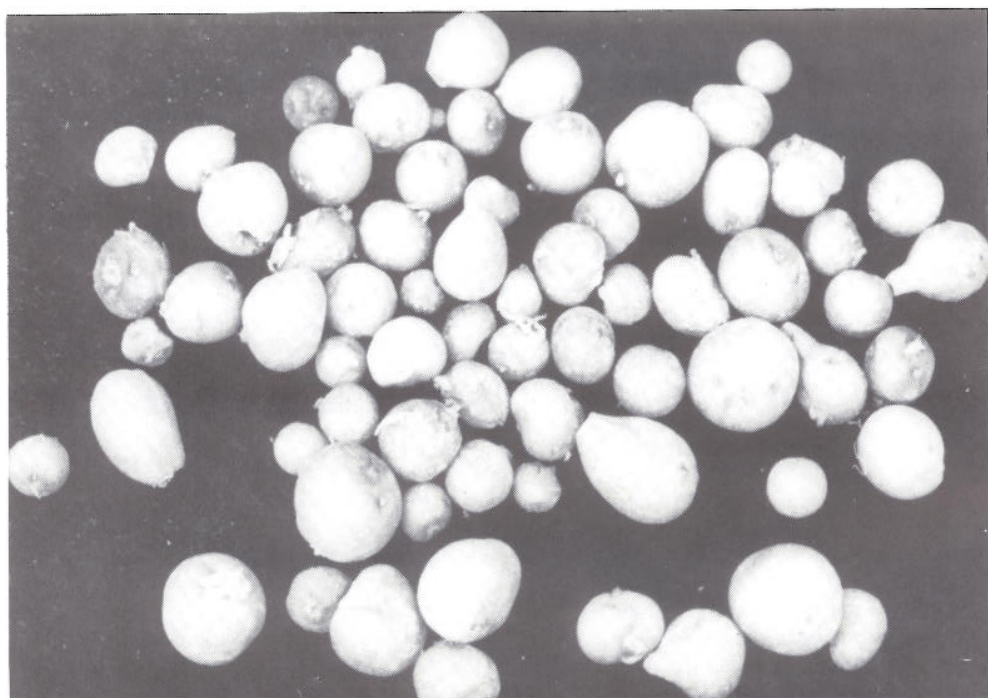


Figura 16. Plantas que se desarrollaron de tuberculillos (obtenidos de esquejes de tallo adulto) en Costa Rica, y que produjeron cerca de 500 g por planta de tubérculos comunes.

cosechar los esquejes de tallo adulto, es necesario reducir la duración de los días a 10 ó 13 horas de luz, para favorecer el desarrollo de los tuberculillos.

Cuando se colocan estos esquejes en la arena fina para producir tuberculillos, la yema debe quedar colocada bien adentro, debajo de la superficie de la arena. *No se usan hormonas de enraizamiento.* La arena se mantiene húmeda pero no empapada. Se debe establecer el día de menos horas de luz que sea posible, pues este factor tiene un efecto directo en el número y el tamaño de los tuberculillos producidos. Las variedades que son indiferentes a la duración del día son menos afectadas que las demás.

Los tuberculillos, de 0,5 a 1 cm de diámetro (Figura 15), se

#### 2.4 Esquejes de tallo adulto.

Los esquejes de tallo adulto pueden obtenerse de toda planta de papa. Los tallos se separan de la planta madre al comienzo de la senectud de ésta, y se cortan en pedazos, cada uno con un nudo y una hoja (Figura 13). Se siembran en arena fina (menor de 1mm), con la hoja sobre la superficie, y al cabo de 4 a 6 semanas la yema axilar se transforman en un tubérculo pequeño llamado tuberculillo (Figura 14). Las plantas madres deben crecer bajo condiciones de días largos (15 a 18 horas de luz), para promover el máximo crecimiento de las ramas. Dos semanas antes de



cosechan cuando todas las hojas han muerto. Las tasas de multiplicación dependen del número de tallos cosechados a partir de la planta madre, pero en general se pueden producir entre 100 y 120 tuberculillos de una planta madre. Cuando se siembran con cuidado en el campo (Figura 16), cada uno de los tuberculillos puede producir hasta medio kilogramo de tubérculos comunes.

Los tuberculillos más pequeños deben ser descartados porque se deshidratan muy rápidamente y a menudo no sobreviven al tratamiento para romper la latencia. De todos modos, es muy difícil romper uniformemente la latencia de los tuberculillos. Para romperla es conveniente, si las condiciones locales lo permiten, almacenarlos por 4 a 6 meses en condiciones frías, o en refrigerador a 4°C, con alta humedad. Este tratamiento es más recomendable para romper la latencia que el uso de productos químicos.

Los tubérculos comunes producidos por la planta madre se

pueden usar para reiniciar el proceso.

Esta técnica debe ser utilizada en combinación con otras técnicas semejantes de multiplicación rápida. Tiene las mismas ventajas que los esquejes de tallo juvenil y que los esquejes de tallo lateral, en cuanto a la eliminación de enfermedades y pestes no sistémicas que se originen en el suelo y en el tubérculo-semilla.

### 3. ENRAIZAMIENTO DE ESQUEJES Y MEDIOS PARA HACERLO

#### 3.1 Uso de hormonas de enraizamiento.

Las temperaturas de 20 a 22°C son las óptimas para el en-

Figura 17. Dos esquejes de tallo lateral: uno (izquierda) fue tratado con hormona de enraizamiento, y otro (derecha) no fue tratado. Sin la hormona, las raíces se forman solamente en el extremo del esqueje (véase la flecha). Por ello, si se revientan o dañan algunas de las raíces durante el arrancado o el trasplante del esqueje de la derecha, las consecuencias serán más graves que las de un daño similar en las raíces de un esqueje tratado.



Figura 18. Un objetivo de las técnicas de multiplicación rápida es obtener esquejes de tallo juvenil bien enraizados y con desarrollo rápido de tallo (izquierda). Las otras plántulas

raizamiento tanto en arena como en otros medios. El alargamiento del tallo, esencial para esquejes de brote y de tallo juvenil, se acelera con temperaturas entre 23 y 26°C, bajo luz de buena calidad. Si la temperatura de los medios de enraizamiento es muy baja, se puede incrementar mediante cables de calefacción eléctrica colocados en el medio de enraizamiento, debajo de la zona de formación de las raíces.

El uso de sombra en los invernaderos es a menudo benéfico. El enraizamiento óptimo se logra con esquejes jóvenes que crezcan rápidamente, pero algunas variedades por naturaleza producen raíces con más facilidad que otras. Cuando el enraizamiento es difícil o es lento, el uso de hormonas de enraizamiento puede ser ventajoso, pero no es la solución para todos los problemas relacionados. En el comercio se consiguen formulaciones de hormonas tanto en líquido como en polvo, las cuales dan buenos resultados con la mayoría de las variedades comerciales. Pero debe escogerse sólo las que

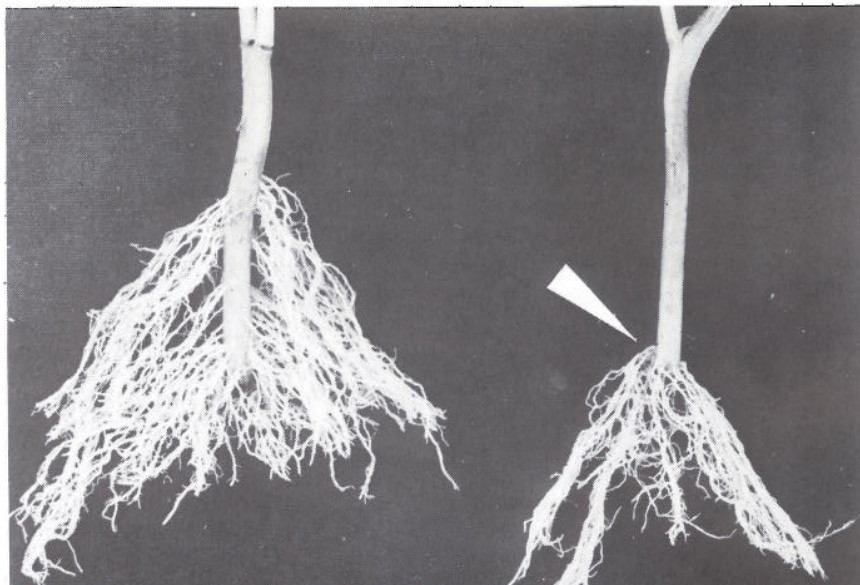
que se ven aquí ilustran problemas relacionados con plantas madres fisiológicamente muy viejas, o con días cortos (días de pocas horas de luz) para la variedad de que se trate.

estén recomendadas para maderas blandas ("for soft wood"). Algunas fórmulas comerciales contienen también fungicidas.

En el CIP se emplea la siguiente fórmula que ha sido útil para mejorar el enraizamiento de una amplia gama de variedades de papa, algunas de las cuales presentan dificultades para enraizar. La fórmula está dada por 100 cm<sup>3</sup> de solución en existencia.

Acido indol-3-butírico (AIB) . . . . .	100 mg
Acido naftalenacético (ANA) . . . . .	50 mg
Sulfóxido dimetilico (SODM) . . . . .	2 cm <sup>3</sup>
Acido bórico . . . . .	17,5 mg
Etanol de 96% . . . . .	33 cm <sup>3</sup>
Agua desionizada . . . . .	65 cm <sup>3</sup>

Se disuelve el AIB en gotitas de alcohol y en una solución acuosa aproximadamente 0,1N de KOH. El ANA se disuelve apenas en gotitas de alcohol. Se mezclan estas dos partes, y se les agrega el ácido bórico y luego el SODM o "Tween 80". El pH de la solución resultante debe ser llevado a 5,5 con hidróxido de potasio 1N, o





con ácido clorhídrico (HCl) 1N. Las soluciones en existencia deben ser guardadas en ambiente refrigerado y de ellas se debe hacer una solución fresca para tratar los esquejes producidos en un día. Para el efecto se diluye una parte de la solución en existencia en cinco partes de agua destilada.

Cuando las condiciones para el enraizamiento son adecuadas, el uso de hormonas generalmente acorta el tiempo de enraizamiento, con lo cual se logra mayor flexibilidad en la administración de los invernaderos (Figura 17).

### 3.2 Problemas del enraizamiento.

A veces no se logra el enraizamiento de los esquejes aunque hayan sido utilizadas las hormonas adecuadas. Algunos factores comunes que influyen en el enraizamiento son:

**3.2.1 Senectud.** Para producir esquejes vigorosos de tallo juvenil y de tallo lateral, las plantas madres también deben estar creciendo vigorosamente. Cuando la planta madre ha empezado la senectud es más difícil el enraizamiento.

**3.2.2 Edad fisiológica de las plantas madres.** Cuando se forman estolones o tubérculos en los esquejes de tallo juvenil o de tallo lateral, ello es un indicio de que las plantas madres tienen una edad fisiológica avanzada (Figura 18).

Para evitar el problema, se deben tomar los esquejes de plantas fisiológicamente jóvenes, o conservar las plantas madres bajo condiciones de días largos (con mayor duración de horas de luz).

**3.2.3 Contacto del esqueje y la arena.** La falta de enraizamiento de los esquejes de tallo lateral se debe a

menudo a contacto insuficiente entre el esqueje y la arena. Cuando una yema axilar queda cubierta por arena, tiende a formar estolón, o tubérculo, o ambos, en especial si el esqueje fue tomado de una planta madre fisiológicamente vieja. Debe dejarse una longitud de 5 cm entre el punto de corte inferior del esqueje de tallo lateral y el primer nudo.

**3.2.4 Aplicación de fungicidas.** Los fungicidas sistémicos como el benomyl (1 000 ppm ia), aplicados a la planta madre o al esqueje, ayudan a reducir las pérdidas causadas por *Rhizoctonia solani*.

Los carbamatos no sistémicos (en 500 ppm ia) pueden reducir las pérdidas causadas por *Pythium* sp. cuando se aplican al medio de enraizamiento o al suelo. Si se usan hormonas de enraizamiento, se debe esperar por lo menos dos horas antes de aplicar fungicidas o riego, a fin de darle tiempo a la hormona para que penetre en el tejido de los esquejes. La desinfección adecuada del medio de enraizamiento, del suelo y de los recipientes utilizados, así como el control de la cantidad del agua de riego, pueden ayudar a disminuir los problemas causados por los microorganismos mencionados.

### 3.3 Medios de enraizamiento.

Las mejores condiciones para el enraizamiento son proporcionadas por un medio con buena aireación y con una retención de humedad adecuada pero no excesiva. La arena común tienen esas propiedades, y los tamaños más adecuados de las partículas de arena ya fueron especificados en diferentes secciones de este do-

cumento. Otros medios como musgos, cascarilla de arroz, arena de río, suelo común y "pearlite" han sido utilizados y se ha encontrado que en general tienen excesiva retención de humedad y conducen a enraizamientos pobres. De ser posible, se debe evitar el uso de vaporizadores y de cámaras de humedad, pues su empleo conduce a pérdidas altas debido a patógenos que causan el "damping-off". (Véase la sección 3.2.4). Si se emplean el medio adecuado y un buen drenaje, y si se proporciona sombra, el enraizamiento puede darse sin vaporizadores.

## 4. SANEAMIENTO

Las técnicas descritas en este documento se aplican a todas las clases de papa para semilla. Sin embargo, es esencial que se prevenga la transmisión de enfermedades sistémicas, como las causadas por virus y bacterias, desde plantas enfermas a plantas sanas. Las enfermedades no sistémicas que se originan en el tubérculo y el suelo, así como los nematodos, pueden ser eliminados mediante el uso de partes aéreas de la planta. Pero los patógenos sistémicos como los virus se pueden diseminar rápidamente a través de semilla básica en depósitos, a menos que se tomen las precauciones fitosanitarias adecuadas.

Todas las técnicas de multiplicación rápida involucran la acción de cortar diferentes partes de la planta. Por ello es necesario que los operarios se desinfecten las manos y desinfecten el equipo cada que vayan a pasar de trabajar de un tubérculo a otro o de una planta a otra. Además, los materiales vegetales de que se

trate deben manipularse lo menos que sea posible. Siempre se debe tener presente que los esquejes trasplantados a suelos infestados corren el riesgo de infectarse de nuevo.

Cada clase de enfermedad se controla mejor con ciertos productos químicos y ciertos métodos o con una combinación de ellos. Todos los que se describen a continuación son tanto para las manos como para el equipo.

### 4.1 Virus que se transmiten por contacto.

<u>Producto</u>	<u>Capacidad Desinfectante</u>
Agua fresca . . . . .	Ninguna
Alcohol del 45% . . . . .	Ninguna
Alcohol del 95% . . . . .	Pobre
Agua jabonosa (pH alto) . . . . .	Buena
Amonio cuaternario, 10% (pH 9,5) . . . . .	Buena
Fosfato trisódico saturado (pH 12,1) . . . . .	Buena
Carbonato sódico saturado (pH 11,2) . . . . .	Buena
Hidróxido de calcio (pH 12,5)	Buena

### 4.2 Viroides.

Hipoclorito de calcio,  $\text{Ca}(\text{ClO})_2$ , en solución al 10%.

### 4.3 Bacterias.

- Sulfato de cobre, solución saturada (altamente corrosivo en metales).
- Hipoclorito de calcio, conocido como Clorox, en solución de 1:10 para obtener una solución de 0,5% (altamente corrosivo en metales).
- Lysol, en solución de 50% en jabón.
- Formaldehído en solución del 40% (peligroso; no inhale vapores).
- Amonio cuaternario en solución al 5%.
- Inmersión en alcohol y flameado.



#### 4.4 Hongos.

- Inmersión en alcohol y flameado.
- Inmersión en alcohol del 70%.
- Hipoclorito de sodio (Clorox), en solución de 1:10 para obtener una solución de 0,5% (altamente corrosivo en metales).

Una buena combinación de productos para la desinfección del equipo que se usa en la multiplicación rápida es la inmersión en alcohol más la exposición a llama, seguida de lavado en agua jabonosa, y de inmersión de hipoclorito de calcio. Para la desinfección de las manos se usan estos dos últimos productos.

#### 4.5 Pruebas de Virus.

Las plantas madres deben ser probadas para confirmar que están libres de aquellos virus de importancia local y para ello se sigue métodos estándar como los de plantas indicadoras y de antisueros. Las plantas no tienen que estar completamente libres de enfermedades, sino libres de aquellos patógenos sistémicos que no deben ser diseminados durante la multiplicación rápida de la semilla.

### 5. MANEJO DE LOS ESQUEJES

Tan pronto como se desarrollen las raíces, los esquejes son trasplantados a macetas en el invernadero o directamente al campo. El trasplante de esquejes enraizados es un paso crítico, pues no tienen tubérculo que les proporcione nutrientes mientras las raíces llegan a ser capaces de absorberlos juntamente con el agua. Al momento del trasplante se debe evitar el exceso de raíces y el exceso de crecimiento aéreo,

Los estolones se forman por el crecimiento subterráneo de ye-

mas axilares. Para lograr el rendimiento óptimo a partir de los esquejes, al momento del trasplante es necesario cubrir con suelo al menos dos nudos, lo cual promueve el crecimiento de los estolones. Otros nudos se cubren con suelo mediante un aporque temprano.

#### 5.1 Manejo en el invernadero

Para lograr el uso más eficiente del espacio disponible en el invernadero, se trasplanta tres o cuatro esquejes a una maceta de 20 por 20 cm sin descuidar lo recomendado en la Sección 2.

El fertilizante foliar puede ser benéfico para promover el crecimiento temprano y vigoroso de los esquejes trasplantados. Si se emplea, el fertilizante foliar debe aplicarse tres días antes del trasplante y repetir la aplicación una a dos semanas después del mismo.

#### 5.2 Manejo en el campo

En el campo, la manipulación de los esquejes trasplantados es similar a la que se da a cualquier cultivo propagado sexualmente, como el tomate y los pimentones, en los cuales se hace trasplante. Es necesario tomar en cuenta varios factores como los siguientes.

**5.2.1 Preparación del suelo.** El suelo debe estar bien preparado y sin terrones. Debe estar húmedo pero no saturado y debe haber sido tratado para prevenir la formación de costras. Las raíces deben entrar en contacto firme con el suelo húmedo, pero se debe evitar el exceso de presión al momento de trasplantar. Es una buena práctica cubrir las raíces húmedas con suelo húme-

do y, después mediante riego, asegurarse que se ha establecido un buen contacto entre la raíz y el suelo.

**5.2.2 Agua.** Los esquejes deben ser regados inmediatamente después del trasplante, y el suelo debe estar siempre húmedo, pero se debe evitar el exceso de irrigación, pues éste inhibe la formación de raíces y causa la formación de costras de suelo.

**5.2.3 Fertilizante.** La colocación del fertilizante es crítica. Se coloca cercano a la raíz de modo que ésta lo pueda utilizar cuanto antes, pero se debe tener cuidado para que las raíces no queden en contacto - al momento del trasplante - con el fertilizante seco. Se recomienda un aplicación de fertilizante foliar tres días antes del trasplante. De igual manera, los fertilizantes solubles en agua y que contengan una dosis alta de fósforo (como el 10-52-10 y 10-50-17), aplicados con el primer riego, promueven el crecimiento rápido del sistema radicular.

**5.2.4 Distancias de siembra.** Para aumentar la densidad de tallos se debe usar un espaciado uniforme y compacto entre plantas, dado que cada esqueje produce sólo un tallo. El aporque temprano cubre otros nudos y produce estolones adicionales que incremen-

tarán los rendimientos. Una distancia de siembra específica depende del tamaño deseado para los tubérculos.

**5.2.5 Pesticidas.** El control de insectos dañinos es importante en esta etapa inicial de la multiplicación rápida. Los esquejes libres de virus deben ser protegidos con insecticidas sistémicos granulares aplicados al momento de trasplante, para prevenir el desarrollo de áfidos en el campo. Los insecticidas de contacto, o los cebos, aplicados al momento de la siembra ayudan a controlar insectos del suelo como los gusanos cortadores. Los fungicidas para el suelo, tales como el benomyl o los carbamatos sirven para controlar patógenos como *Rhizoctonia solani* y *Pythium* sp. Para el uso de todos los pesticidas se deben seguir las instrucciones que cada producto trae en su etiqueta o consultar a los técnicos de la región.

**5.2.6 Tamaño de los tuberculillos de esqueje de tallo adulto.** Debido a su pequeño diámetro, es necesario tener mucho cuidado al sembrar estos tuberculillos. Se deben seguir los procedimientos recomendados para trasplantar esquejes enraizados. Los tuberculillos más pequeños no deben ser sembrados muy profundamente.



## 6. REFERENCIAS ESCOGIDAS

- BUCK, R. W. and R. V. AKELEY. 1966. How to obtain the most plants from one potato tuber. *Am. Potato J.* 43: 128-130.
- COLE, E. F. and N. S. WRIGHT. 1967. Propagation of potato by stem cuttings. *Am. Potato J.* 44: 301-304.
- EWING, E.E. 1978. Critical photo periods for tuberization: A screening technique with potato cuttings. *Am. Potato J.* 55: 43-53.
- EWING, E. E. and P. F. WAREING. 1978. Shoot, stolon and tuber formation on potato (*Solanum tuberosum* L.) cuttings in response to photoperiod. *Plant Physiol.* 61: 348-353.
- FRANCO, JAVIER. 1974. Ensayos preliminares de enraizamiento de hojas y folíolos de papa. *Investigaciones Agropecuarias IV*, No. 1-2: 56-61. English summary. (Single-node cuttings).
- GOODWIN, P. B. 1980. Rapid propagation of potato by single node cuttings. Mimeographed. 25 pp.
- GOODWIN, P. B., Y. C. KIM and T. ADISAWANTO. 1980. Propagation of potato by shoot-tip culture. 1. Shoot multiplication. *Potato Research* 23: 9-18.
- GOODWIN, P. B., Y. C. KIM and T. ADISAWANTO. 1980. Propagation of potato by shoot-tip culture. 2. Rooting of proliferated shoots. *Potato Research* 23: 19-24.
- HAMANN, U. 1974. (The intensive propagation of potatoes in the first stage of a seed program). *Ziemniak* pp 107-126. In German. (Sprout cuttings).
- LAUER, F. I. 1977. Tubers from leaf-bud cuttings: a tool for potato seed certification and breeding programs. *Am. Potato J.* 54: 457-464.
- NIRULA, K. K. and PUSHKARNATH. 1966. A technique for screening tuber-bearing Solanums for resistance to the root-knot nematode. *Euphytica* 15: 348-352. (Single-node cuttings).
- SENKA, S. K. 1964. Leaf culture as a tool in potato breeding. *Indian Potato J.* 6:57-58.
- SHURTLEFF, M. C. et al. 1969. Soil disinfection methods and materials. *Univ. of Illinois Ext. Cir.* 893 revised. 24 pp.

Esta publicación se imprimió en los talleres del  
Departamento de Adiestramiento y Comunicaciones,  
Centro Internacional de la Papa, Lima, Perú, Junio, 1981.

Tiraje: 2 000

X-RR-S-13-O-2 000

Versión del inglés por Hernán Rincón R.,  
Editor y Líder de Publicaciones. CIP.